31761 05474717 5

Weiss, Gustav Adolf
Anatomie der Pflanzen

Bot
W

GERSTM

ALLGEMEINE BOTANIK.

(ANATOMIE, MORPHOLOGIE, PHYSIOLOGIE.)

VON

DR. GUSTAV ADOLF WEISS

K. K. REGIERUNGSRATH, O. Ö. PROFESSOR DER ALLGEMEINEN BOTANIK UND DIRECTOR DES PFLANZENPHYSIOLOGISCHEN INSTITUTES AN DER HOCHSCHULE IN PRAG.

ZWEI BÄNDE.

I. BAND.

ANATOMIE DER PFLANZEN.

MIT 267 HOLZSCHNITTEN UND 2 FARBENDRUCKTAFELN.

WIEN, 1878.

WILHELM BRAUMÜLLER

K. K. HOF- UND UNIVERSITÄTSBUCHHÄNDLER.

ANATOMIE

DER

PFLANZEN.

VON

Dr. GUSTAV ADOLF WEISS

K. K. REGIERUNGSRATH, O. Ö. PROFESSOR DER ALLGEMEINEN BOTANIK UND DIRECTOR DES PFLANZENPHYSIOLOGISCHEN INSTITUTES AN DER HOCHSCHULE IN PRAG.

MIT 267 HOLZSCHNITTEN UND 2 FARBENDRUCKTAFELN.

5928
29/11/89

WIEN, 1878.

WILHELM BRAUMÜLLER

K. K. HOF- UND UNIVERSITÄTSBUCHHÄNDLER.

ALLE RECHTE VORBEHALTEN.

424
26/8/1890

VORWORT.

Der Druck des Werkes begann zu Anfang des Jahres 1876, so dass nur ausnahmsweise Arbeiten nach 1875 verwerthet werden konnten; es wird aber Sorge getragen werden, durch Nachträge, welche dem im Manuscripte fertig vorliegenden zweiten Bande beigegeben werden, die wichtigsten Aenderungen, welche der Text insbesondere durch die Arbeiten von De Bary, Wiesner u. A. erleiden müsste, anzubringen.

Allen den werthen Fachcollegen, die mich durch freundliche Uebersendung ihrer Arbeiten, durch briefliche und mündliche Mittheilungen etc. unterstützten, sowie der rühmlichst bekannten Verlags-Buchhandlung und der artistischen Anstalt des Herrn R. v. Waldheim, welche Druck und Abbildungen ausführte, drängt es mich indess, schon jetzt meinen besten Dank auszudrücken.

Möge das Buch trotz seiner Fehler in Fachkreisen günstig aufgenommen werden.

Prag, im November 1877.

G. Adolf Weiss.

Inhalts-Verzeichniss.

I. Buch. Anatomie der Pflanzen.

1. Hauptabschnitt. Die Lehre von der Pflanzenzelle.

Seite

Cap. I. §. 1. Begriff und Theile der Pflanzenzelle 1

„ II. §. 2. Form der Pflanzenzellen 7

„ III. §. 3. Grösse der Pflanzenzellen 14

„ IV. Die Membran der Pflanzenzellen.

§. 4. Bildung der Zellhaut 16

§. 5. Chemische Beschaffenheit der Zellhaut 18

§. 6. Wachsthum der Zellhaut 20

Flächenwachsthum 21

Dickenwachsthum 22

Centrifugales Dickenwachsthum 23

Centripetales Dickenwachsthum (Cystolithen) 24

Porenzellen 28

Tüpfelzellen 31

Spiral-, Netz-, Ringfaser- und Treppenzellen 34

§. 7. Structur der Zellhaut.

Schichtung 37

Streifung 38

§. 8. Physikalisch-chemische Eigenschaften der Zellhaut.

a) Quellung und Lösung derselben 44

Bildung des Traganthgummi's 46

Bildung des Kirschgummi's 47

Bildung der Hüllhaut 48

Bildung des Lein- und Quittenschleimes 49

Bersten von Pollenzellen 50

Schrumpfung der Zellhaut 51

Bildung der Gefässe 52

Entlassung der Schwärmsporen 52

Eindringen von Pilzsporen 52

Seite

b) Permeabilität der Zellhaut 53

c) Optisches Verhalten der Zellhaut 55
Doppelbrechung 56
Optisch positive und negative Zellhäute 59

d) Aenderungen in der chemischen Beschaffenheit der Zellhaut 60

1. Verholzte Zellhäute 60
2. Cuticularisirte und verkorkte Zellhäute 64
3. Verkieselte Zellhäute 66
4. Verkalkte Zellhäute 69

e) Molecularstructur der Zellhaut 70

Cap. V. Der Inhalt der Pflanzenzellen.

§. 9. Protoplasma 74

1. Vorkommen desselben 74
2. Chemisches Verhalten 75
3. Physikalische Eigenschaften 78

a) Vacuolenbildung 78
Pulsirende Vacuolen 79

b) Imbibitionsvermögen 79
Primordialschlauch 80
Contraction des Protoplasma's 80

c) Permeabilität 81

d) Bewegungs-Erscheinungen des Protoplasma's 81

1. Die amöbenartige der Plasmodien 82
Schnelligkeit derselben 84
Wirkung von Elektricität 85
2. Die schwimmende der Schwärmsporen 85
Zahl und Anheftung der Wimpern 86
Axendrehung 86
Schnelligkeit der Bewegung 86
Einfluss von Licht und Wärme 87
Die Spermatozoiden 88
3. Die Rotationsbewegung 88
Einfluss der Temperatur 90
Schnelligkeit der Bewegung 90
Einfluss der Elektricität 91
4. Die Circulations-Bewegung 92
Schnelligkeit derselben 94
Wirkung von Licht, Wärme, Elektricität etc. 94
Glitschbewegung 96

e) Mechanik der Protoplasma-Bewegungen 96

§. 10. Der Cytoblast oder Zellkern 100
Membran und Inhalt 102
Nucleoli 103
Vermehrung des Cytoblasten 104
Bewegung desselben 105

Seite

§. 11. Das Chlorophyll oder Blattgrün 106
Chlorophyllkörner und Chlorophyllkörper 107
Bedingungen der Ergrünung 107
Grösse der Chlorophyllkörner 109
Wachsthum 109
Vermehrung 110
Einschlüsse 111
Structur 112
Lagerung und Aenderungen der Lage 113
Chlorophyll-Farbstoff 115
Spectrum desselben 115
Cyanophyll und Xanthophyll 117
Zersetzung des Chlorophylls 120
Farbveränderung immergrüner Blätter 123

§. 12. Andere Farbstoffe 125
Orange 126
Degradation des Chlorophylls 127
Gelb 128
Blau 129
Violett 131
Roth 132
Hochroth, Feuerroth 132
Rosenroth 133
Braun 134
Grau, Schwarz und Weiss 135
Farbhölzer 137

§. 13. Proteïnkörner (Aleuron, Klebermehl) 138
Gestalt, Grösse und Farbe 139
Einschlüsse 140
Grundsubstanz 141
Krystalloide 141
Globoide 142
Chemische Zusammensetzung 142
Entwickelung 143

§. 14. Krystalloide 144

§. 15. Amylum oder Stärkmehl 145
Eintheilung 145
Gestalt 147
Grösse 148
Structur 149
Kern 150
Wassergehalt 154
Quellung 154
Lösung 155
Chemische Beschaffenheit 157
Stärkereaction 159
Optisches Verhalten 161
Entstehen und Wachsthum 161

Seite
Halbzusammengesetzte Körner 164
Zusammengesetzte Körner 164
Theorie des Wachsthums 165
Vorkommen der Stärke 168
Stärkegehalt von Organen 169
§. 16. Dextrin und Zucker 170
Reactionen 171
Quantität 172
Mannit 173
Milchzucker 173
§. 17. Gummi 173
Arabin, Bassorin, Cerasin 174
Gummiharze 174
Gummischleim 175
§. 18. Inulin 175
Chemisches Verhalten 176
Vorkommen 177
§. 19. Fette und ätherische Oele 178
Fette Oele 178
Chemisches Verhalten und Vorkommen 179
Aetherische Oele 181
Geruchsverhältnisse 182
Chemische Zusammensetzung 183
§. 20. Pflanzenwachs 184
§. 21. Gerbstoff 186
§. 22. Harze 188
§. 23. Andere Substanzen 190
Seifenartige Stoffe 190
Kautschuk 191
Pectinstoffe 191
Viscin 192
Pflanzensäuren 192
Pflanzen-Alkaloide 192
§. 24. Krystalle 193
Oxalsaurer Kalk 194
Kohlensaurer Kalk 196
Schwefelsaurer Kalk 196
§. 25. Weitere anorganische Substanzen 196
Kalksalze 196
Kali 197
Natron 198
Schwefel 198
Phosphor 198
Jod und Brom 198
Chlor 198
Kupfer 198
Zink 198
Aluminium 199
Wasservertheilung 199

Seite

Cap. VI. Zellbildung.

§. 26. Allgemeines 200
§. 27. Verjüngung oder Vollzellbildung 202
Schwärmsporen-Bildung bei *Oedogonium* 202
Spermatozoiden-Bildung der *Characeen* 203
Bildung der Eizelle bei *Oedogonium* 204
§. 28. Conjugation oder Copulation 205
Paarung der Schwärmsporen 205
Befruchtung von *Oedogonium* 206
Zygosporen-Bildung von *Genicularia* 207
Copulation von *Syrogonium* 208
Conjugation von *Spirogyren* 210
§. 29. Freie Zellbildung 212
Oosporen-Bildung der *Perenosporen* 212
Sporenbildung der Flechten 213
Sporenbildung der *Ascomyceten* 213
Bildung der Keimbläschen 214
Bildung der Gegenfüssler 215
Bildung des Endosperms 215
Bildung des Albumens 217
Im Embryosacke von *Phaseolus* 219
§. 30. Zellbildung durch Theilung 219
Pollenbildung 222
Abschnürung 222
Zelltheilung in den Corpusculis 223
Zelltheilung im Embryosacke von *Phaseolus* 226
Zelltheilung bei *Spirogyra orthospira* 227
Zelltheilung bei *Oedogonium* 231
Zelltheilung bei *Cladophora* 231
Sporenbildung von *Anthoceros* 231
Sporenbildung von *Psilotum* 232

II. Hauptabschnitt. Die Lehre von den Pflanzengeweben.

Cap. VII. Gewebe 235
§. 31. Gewebebildung 235
Eintheilung der Gewebe 238
§. 32. Die Zellfamilie 238
Bildung derselben bei *Gloeocystis vesiculosa* 238
Bildung derselben bei *Pediastrum granulatum* 239
§. 33. Das eigentliche Zellgewebe 240
Trennung der Gewebszellen 240
Bildung der Intercellularräume 241
Blattfall im Herbste 242
Aufspringen von Früchten 243
Zerfallen von Geweben 244
Conjugirte Zellen 244
Faltung der Zellhaut 244
Eintheilung der eigentlichen Gewebe 245

Seite

§. 34. Zellfusionen oder Gefässe 252
Eintheilung derselben 253
Baströhren 253
Schlauchgefässe 255
Siebröhren 257
Siebparenchym 258
Siebköpfe, Siebplatte 258
Callusplatte 259
Milchsaftgefässe 262
Entwickelung 262
Vertheilung 264
Milchsaftgänge 265
Milchsaft 266
Spiroiden 267
Spiralgefäss 269
Netzgefäss 270
Ringgefäss 271
Treppengefäss 271
Porengefäss 272
Tüpfelgefäss 273

§. 35. Idioblasten 274
Bei *Nymphaea, Monstera, Thea* 275
Milchzellen 276
Milchsaft 277

§. 36. Drüsen, Saftbehälter und Saftgänge 278
Einfache äussere Drüsen von *Lychnis* 279
Campherdrüsen 280
Asarondrüsen 280
Oeldrüsen 280
Gummidrüsen 283
Drüsenhaare 284
Saftbehälter 286
Aloëharzbehälter 287
Chrysophanbehälter 287
Harzbehälter 288
Gummibehälter 288
Saftgänge 289
Harzgänge 290
Gummigänge 292
Oelgänge 294
Gummiharzgänge 294
Balsamgänge 295

§. 37. Lufträume 295
Luftführende Intercellularräume 296
Lufthöhlen und Luftcanäle 299
Im Grundgewebe 299
In den Fibrovasalsträngen 301

Seite
Vertheilung der Lufträume 301
Lufthöhlen von *Lathraea* 304
Lufträume von *Jussiaea* 304
Communication der Lufträume 304

III. Hauptabschnitt. Die Lehre von den Gewebe-Systemen der Pflanze.

Cap. VIII. Allgemeines 309
§. 38. Eintheilung und Bildung der Gewebe-Systeme 309
Hautgewebe, Grundgewebe, Fibrovasalstränge 309
Scheitelzelle 309
Scheitelzellgruppe 310
Entwickelung der Köpfchenhaare von *Scrophularia* 313
Sprossbildung von *Sphacelarien* 314
Sprossbildung von *Salvinia natans* 315
Bildung der Wurzeln der Gefässkryptogamen 317
Differentiirung der Gewebe-Systeme 322
Wachsthum der Vegetationspunkte durch eine Scheitelzellgruppe 324
Differentiirung der Gewebe 326
Cap. IX. Das Hautgewebe.
§. 39. Allgemeines 327
Hautgewebe der *Thallophyten* 328
§. 40. Epidermis oder Oberhaut 329
Gestalt und Verdickung der Oberhautzellen 330
Cuticula und Cuticularschichten 332
Oberhaut der *Restionaceen* 335
Mehrschichtige Oberhaut 336
Gefächerte Oberhaut 337
Physiologische Bedeutung der mehrschichtigen Oberhaut . . 337
Wassergewebe 337
Fettüberzüge der Oberhaut 338
Einfacher und gehäufter Ueberzug 339
Stäbchenüberzug 340
Fettkrusten 341
Wurzelhülle 342
Physiologische Bedeutung der Wurzelhülle 345
§. 41. Das Hypoderma oder subepidermoidale Gewebe 346
Wassergewebe 347
Collenchym 348
Mechanische Bedeutung des Hypoderms 349
§. 42. Haarbildungen (Trichome) 349
Papillen 352
Blattrandzähne 352
Einzellige Haare 354
Wurzelhaare 355
Wollhaare 356
Sammelhaare 357
Borsten 357
Kletterhaare 358

Seite
Brennhaare 358
Gliederhaare 359
Verzweigte Haare 361
Büschelhaare 361
Pappusartige Haare 361
Palmenhaare 364
Rubus-Stacheln 364
Inhalt und Membran gewöhnlicher Haare 365
Schülfern 365
Scheibendrüsen 367
Cistushaare 368
Köpfchenhaare 368
Glandeln 369
Gestalt des Köpfchens 369
Grösse und Inhalt 370
Entwickelung der Köpfchenhaare 371
Colleteren 371
Ribeshaare 372
Vorkommen der Pflanzenhaare 375
Physiologische Bedeutung der Trichome 376
§. 43. Emergenzen (Stacheln) 376
Rosenstacheln 377
Drosera-Emergenzen 381
§. 44. Die Spaltöffnungen 382
Bau 383
Vorkommen 384
Gestalt 385
Neben- oder Hilfszellen 388
Grösse 389
Zahl 391
Anordnung 393
Zwillingsspaltöffnungen 394
Oeffnen und Schliessen 396
Entwickelung 398
Bei *Galanthus nivalis* 400
„ *Tradescantia subaspera* 401
„ Farnkräutern 403
„ *Gramineen* 405
„ *Equiseten* 407
Spaltöffnungähnliche Bildungen bei *Marchantien* 409
§. 45. Korkbildungen (Periderma, Borke) 409
Verbreitung des Korkgewebes 409
Korkbildung (Phellogen) 412
Periderma 414
Gestalt und Bau der Peridermzellen 414
Phelloderma 416
Periderm von *Casuarina torulosa* 418
Borke 419
Entwickelung der Borke 420

Seite

§. 46. Lenticellen (Rindenporen) 423
Bau der Lenticellen 424
Entwickelung 426
Füllgewebe 427
Secundäre Lenticellen 428
Physiologische Bedeutung der Lenticellen 430
Lenticellen der Blattstiele 433
Korkwucherungen 434

Cap. X. Die Fibrovasalstränge oder Gefässbündel 435

§. 47. Allgemeines 435
Eintheilung 436

§. 48. Die Elemente der Fibrovasalstränge 437

A) Die Elemente des Xylem- oder Holztheiles 437
1. Holzparenchym 439
2. Ersatzfasern 440
3. Libriformfasern (einfache) 441
4. Libriformfasern (gefächerte) 442
5. Tracheïden 444
6. Holzgefässe 446
Anordnung der Holzelemente der Laubhölzer 448
Gewichte von Hölzern 449
Markkrone und Wurzelholz 450
Anomale Holzbildungen 451
Wundholz 452
Callus 453

B) Die Elemente des Phloëm- oder Basttheiles 454
Bastparenchym 454
Bastfasern 456
Siebröhren 456

C) Das Cambium der Gefässbündel 457

§. 49. Vertheilung und Bau der Gefässbündel 458
Moose 458
Equisetaceen 459
Lycopodiaceen (Rhizocarpeen) 460
Farne 461
Phanerogamen 462
Monocotyledonen 463
Krautartige *Monocotylen* 468
Dickenwachsthum von Stengel und Wurzel 470
Secundäres Dickenwachsthum 471
Gymnospermen 471
Zusammenhang mit der Blattstellung 472
Dicotyledonen 474
Intrafascicularcambium 476
Secundäres Dickenwachsthum 477
Wurzeltypus 478
Jahresringe 479
Ursache ihrer Bildung 481

Seite

Falsche Jahresringe 482
Abnorme *Dicotylen* 484
Piperaceen 484
Mesembryanthemum 485
Sapindaceen und *Lianen* 486
Bignoniaceen und *Malpighiaceen* 487
Melastomaceen 487
Gunnera 488
Leitbündeltypen nach Russow 489

§. 50. Ausbildung der Stränge 491
Lycopodien 491
Filices 492
Gymnospermen und *Dicotylen* 492

§. 51. Verhalten der Gefässbündel beim Uebergange von Stamm in Wurzel 494

Cap. XI. Das Grund- oder Füllgewebe 497

§. 52. Allgemeines 497

§. 53. Rinde 500
Primäre Rinde 500
Secundäre Rinde 502

§. 54. Mark 503

§. 55. Markstrahlen 505
Primäre und secundäre Markstrahlen 505
Markstrahlen der *Coniferen* 507
Markstrahlen der *Dicotylen* 509
Fehlen der Markstrahlen 510
Entwickelung der Markstrahlen 511

§. 56. Schutzscheiden 512
Gesammt- und Einzelschutzscheiden 512
Gestalt und Bau der Schutzscheidenzellen 513
Steifungs- und Stützscheiden 514
Priman- und Succedanscheiden 515
Schutzscheiden der *Equiseten* 515
Knotendurchgang der Schutzscheiden 517
Schutzscheiden der *Piperaceen, Primulaceen* etc. 519

Sachregister 521

I. HAUPTABSCHNITT.

DIE LEHRE VON DER PFLANZENZELLE.

I. Hauptabschnitt.

Die Lehre von der Pflanzenzelle.

I. Capitel.

Begriff und Theile der Pflanzenzelle.

§. 1. Jede Pflanze und jeder Pflanzentheil zeigt sich durchwegs zusammengesetzt aus in der Regel mikroskopisch kleinen, häufig mechanisch von einander trennbaren Theilchen, welche, wie die Bausteine eines Gebäudes in einander gefügt, den Pflanzenkörper darstellen.

Man hat diese kleinsten, schon von den ersten Begründern der Pflanzen-Anatomie [1]) erkannten, in sich mehr oder weniger abgeschlossenen, von einander trennbaren Theile von ganz bestimmter Form und Organisation als Elementar-Organe oder organische Elemente des Pflanzenkörpers, als Pflanzenzellen bezeichnet.

Jeder solche Elementar-Organismus, jede Pflanzenzelle, besteht nun aus Theilen, die für den Begriff derselben wesentlich sind und demnach niemals fehlen dürfen, und aus anderen, mehr oder weniger zufälligen, welche zeitweilig oder auch für immer mangeln können, ohne dass dadurch die Pflanzenzelle aufhört, als Einzel-Organismus zu existiren.

Die Untersuchungen der Neuzeit haben gelehrt, dass von allen, oft ziemlich zahlreichen, Theilen, aus denen — wie wir später sehen werden — nicht selten eine völlig ausgebildete Pflanzenzelle besteht, lediglich Eine Substanz es ist, ohne welche die Zelle als solche nicht gedacht werden kann, die aber auch für sich allein genügt, eine solche Pflanzenzelle zu bilden.

[1]) Hooke, R. „*Mikrographia.*“ London 1665. — Grew, N. „*The anatomy of plants.*“ London 1682. — Malpighi, M. „*Opera omnia.*“ 1686. — Leeuwenhoek, A. „*Arcana naturae.*“ *Delph. Bat.* 1695.

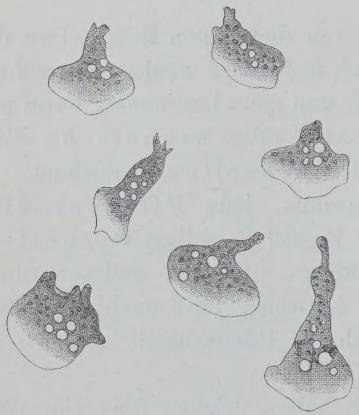
Es ist diess eine schleimig-flüssige Substanz von feinkörniger Beschaffenheit, die man Sarkode (nach Dujardin), Protoplasma[1]) oder Plasma kurzweg genannt hat, und die gleicherweise den Zellen des Thier- und Pflanzenreiches zukommt.

Alle übrigen Theile einer Zelle sind zufällige oder unwesentliche.

In ihrer einfachsten Form stellt sich uns die Pflanzenzelle demnach als ein kleines Tröpfchen oder Klümpchen von Protoplasma dar. Man nennt solche Zellen hüllenlose Zellen oder Primordialzellen (Fig. 1 und Fig. 2).

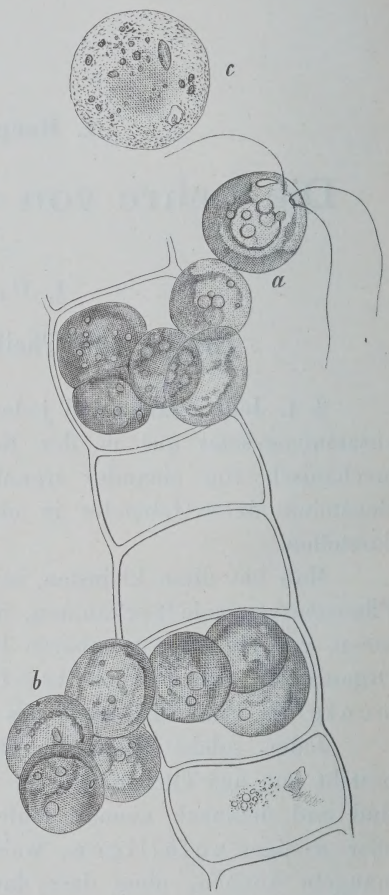
Häufig entbehren solche Zellen während ihres ganzen Lebens einer hautartigen Umhüllung, wie z. B. die sogenannten Plasmodien der auf Gerberlohe

Fig. 1.



Vergrösserung 620. Junge Plasmodien von *Ceratium hydnoides*. (Nach Woronin.)

Fig. 2.



Vergrösserung 350. Schwärmsporen von *Ulothrix zonata* im Entschlüpfen aus ihren Mutterzellen. Die Spore *a* hat bereits ihre Wimpern, die in *b* noch nicht, und *c* hat sie wieder eingezogen.

häufig vorkommenden Schleimpilze (Myxomyceten) (Fig. 1), meist jedoch nur für einige Zeit, z. B. die Schwärmsporen (Fig. 2) während ihres Herumschwärmens; oft nur für wenige Minuten oder Stunden, z. B. die Zellen im Gewebe höherer Pflanzen, überhaupt die überwiegende Mehrzahl von Pflanzenzellen.

[1]) Mohl, H. „Botanische Zeitung", 1846, *pag.* 73.

In der Regel umgibt sich nämlich die erwähnte schleimig-dickflüssige Substanz — das Protoplasma — mit einer mehr oder minder festen Membran, der Zellhaut. Diess ist so allgemein der Fall, dass man noch bis vor Kurzem die Pflanzenzelle bezeichnen konnte als ein ringsum von einer elastischen Membran umschlossenes Bläschen, das einen von dieser Haut mehr oder weniger verschiedenen, theils flüssigen, theils festen Inhalt umschliesst.

Und das ist sie auch, mit Ausnahme jener Fälle, die wir eben als Primordialzellen unterschieden.

In ihrer entwickelten Form besteht demnach die Pflanzenzelle aus Membran und Inhalt. Der letztere ist anfangs lediglich Protoplasma, in welchem eingebettet man indess (bei höheren Pflanzen ausnahmslos) einen mehr oder weniger scharf umschriebenen rundlichen Körper bemerkt, der häufig nur als dichteres Schleimtröpfchen erscheint (Fig. 3 *A*), meist aber als deutliches Bläschen sich präsentirt (Fig. 3 *B*) und den man Zellkern oder Cytoblast[1]) genannt hat.

Fig. 3 *A*.

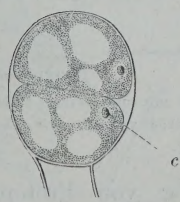
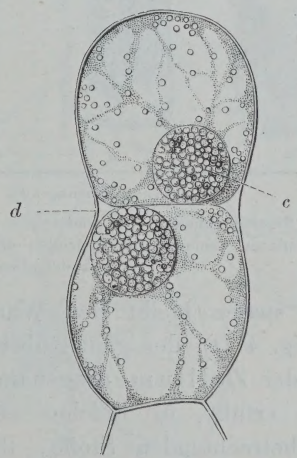


Fig. 3 *B*.



A. Vergrösserung 300. Endzelle eines Haares von *Bryonia alba*; in *c* der Cytoblast als einfaches dichteres Plasmatröpfchen auftretend. — *B*. Vergrösserung 480. Endzelle eines Staubfadenhaares von *Tradescantia virginica*; in *c* der von einer Membran umschlossene Cytoblast.

Der ursprünglich nur aus Protoplasma bestehende Inhalt der Pflanzenzelle verliert aber bald seine Gleichmässigkeit durch mit Flüssigkeit gefüllte Hohlräume (Vacuolen), welche in der Substanz des Protoplasma's auftreten, zuerst als kleine, später sich immer mehr vergrössernde Tröpfchen (Fig. 4 *A*, *B*, *C*, *D*), welche fast nur Wasser

[1]) Brown, R. „*Transactions of the Linnean society.*“ London 1833, *pag.* 710.

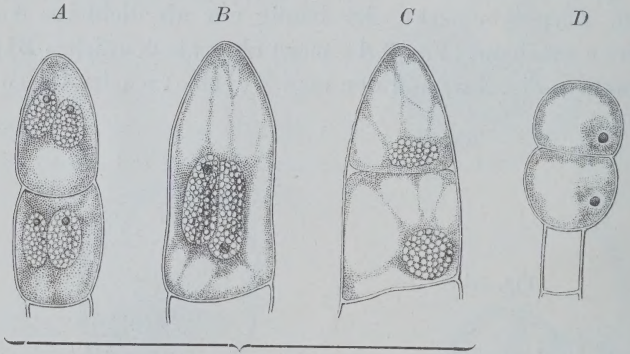
enthalten und nach und nach grössere Safträume darstellen, deren Inhalt man als wässerigen Zellsaft bezeichnet.

Die Zelle besteht da aus der Zellhaut, dem Protoplasma mit dem Cytoblasten und dem wässrigen Zellsafte.

Die Vergrösserung der Vacuolen (respective das Wachsen des wässrigen Zellsaftes) bringt es mit sich, dass durch sie das früher zusammenhängende Protoplasma mehr und mehr zerrissen und an die Innenwand der Zelle gedrängt wird. Nur dort bildet es dann noch eine continuirliche, zusammenhängende Schichte, einen Wandbeleg, der ein Netz zarterer oder derberer Protoplasmastränge durch die Zelle spannt (Fig. 3 *A*, 4 *B*).

In diesem Netze hängt — einer Spinne vergleichbar — der Cytoblast.

Fig. 4.



Vergrösserung 400. Vergrösserung 300.

Endzellen eines Staubfadenhaares von *Tradescantia virginica* mit successive (*A* bis *C*) immer grösser werdenden Protoplasma-Vacuolen. *D* Endzellen eines Haares von *Bryonia alba* mit nur wandbekleidendem Plasma.

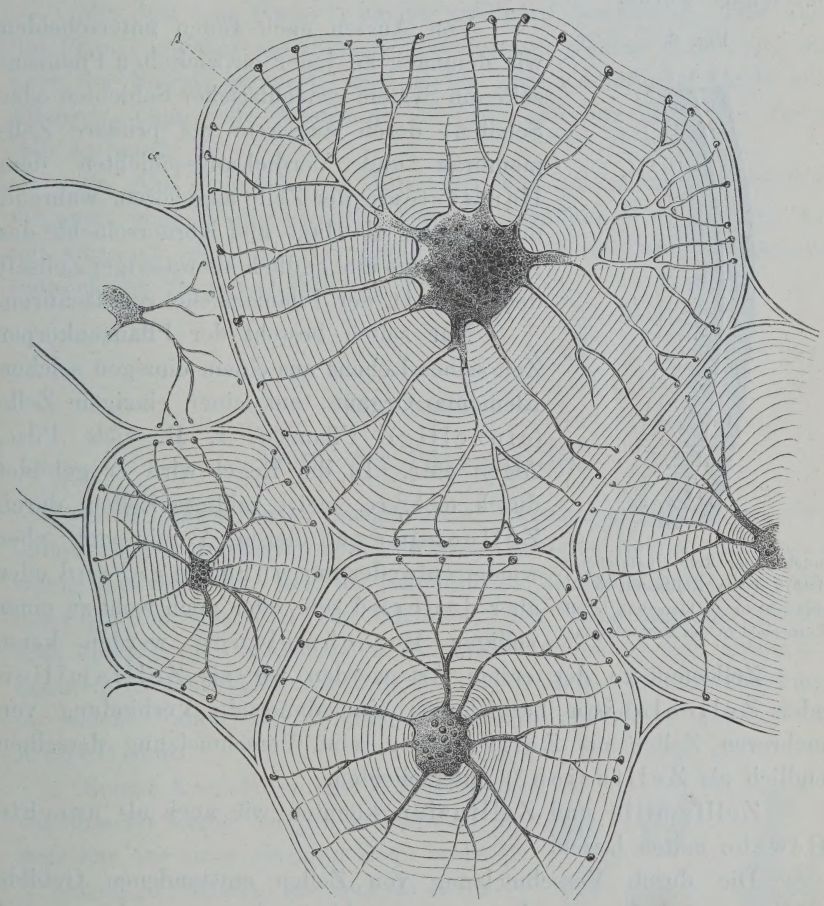
Noch später bleibt der Wandbeleg von Protoplasma allein erhalten (Fig. 4 *D*), der ganze übrige freie Innenraum der Zelle — Lumen oder Zelllumen genannt — erscheint mit Flüssigkeit (Zellsaft) erfüllt, in welcher eine Anzahl der verschiedensten später zu betrachtenden Stoffe, theils gelöst, theils geformt sich vorfindet.

So erscheint denn die Pflanzenzelle in ihrer vollendetsten Form in der That als ein kleiner, selbstständiger Organismus, nach Aussen abgegrenzt durch eine starre Hülle, die Zellhaut, welche nach Innen das Protoplasma, den Cytoblasten und den wässrigen Zellsaft sammt den darin enthaltenen Stoffen umschliesst.

Die ursprünglich äusserst zarte erste Membranhülle der jungen Zelle, die primäre Zellhaut genannt (Fig. 5 α), erscheint bei den älteren Elementar-Organen meist verdickt durch derbe, in

verschiedene Schichten zerfallende, in einander geschachtelte Hautcomplexe (Fig. 5 β), die man als Verdickungsschichten oder als secundäre und tertiäre Zellhaut von ihr unterschieden hat, die aber, wie die primäre Membran, aus einem eigenthümlichen Stoffe bestehen, den man Zellstoff oder Cellulose genannt hat.

Fig. 5.



Vergrösserung 800. Querschnitt durch die Steinschale von *Cocos nucifera*. α ist die primäre Membran β die Verdickungsschichten.

Man bezeichnet demgemäss die Zellhaut, respective den Complex von Häuten einer Pflanzenzelle, auch als Cellulosemembran.

Der dieser Cellulosemembran anliegende Wandbeleg von Protoplasma erscheint bei genauerer Betrachtung ebenfalls nicht homogen, sondern zusammengesetzt aus zwei deutlich von einander gesonderten Schichten. Die eine, innere, der Zellhaut einer-, dem Zellinhalte

anderseits anliegende, ist farblos, hyalin, glashell, körnchenfrei und von hautartiger Consistenz (Pellicula-artig); man nennt sie die Hautschicht[1]) des Protoplasma's (Fig. 6 *b*). Von ihr verschieden ist die übrige Substanz des Plasma's, die sich als eine sehr feinkörnige Masse von schleimiger Consistenz präsentirt, und die deshalb als die Körnerschichte des Protoplasma's (Fig. 6 *c*) bezeichnet wurde.

Fig. 6.

Stück einer Zelle (halbschematisch); *a* die Zellhäute, *b* die Hautschicht (beiderseits), *c* die Körnerschicht des Protoplasma's.

Von Aussen nach Innen unterscheiden wir demnach an jeder entwickelten Pflanzenzelle ein System concentrischer Schichten oder Schalen, deren äusserste als primäre Zellmembran und Verdickungsschichten dem Hautsysteme der Zelle angehören, während die anderen als Haut- und Körnerschichte des Protoplasma's und endlich als wässriger Zellsaft den Inhalt der Pflanzenzelle repräsentiren.

Nur selten besteht der Pflanzenkörper Zeit seines Lebens aus einem einzigen solchen Elementar-Organe, aus einer einzigen Zelle (einzellige Pflanzen, z. B. viele Pilze, Algen etc.). In der Regel wird er gebildet durch mehrere, meist zahllose Zellen, durch Zellcomplexe, deren Vereinigung aber wieder entweder nur vorübergehend oder aber dauernd sein, oder auch wohl zu einer völligen Verschmelzung werden kann.

Zellcomplexe der ersten Art werden wir als Zellfamilien oder Zellcolonien bezeichnen; eine dauernde Verbindung von mehreren Zellen als Zellgewebe, eine Verschmelzung derselben endlich als Zellfusion[2]) unterscheiden.

Zellfamilie und Zellfusion könnten wir auch als unechte Gewebe gelten lassen.

Die durch Verschmelzung von Zellen entstandenen Gebilde (Pflanzengefässe) hat man wohl auch secundäre und

---

[1]) Pringsheim, N. „Untersuchungen über den Bau und die Bildung der Pflanzenzelle." Berlin 1854, *pag.* 8. — Was Pringsheim als Hautschicht des Protoplasma's bezeichnete, hatte man bis dahin als eine eigene, und zwar als die innerste Zellhaut aufgefasst. Mohl hatte ihr den Namen Primordialschlauch gegeben. Man hielt denselben für die zuerst gebildete Zellhaut und glaubte, dass durch seine Thätigkeit die übrigen Zellhäute (primäre Zellhaut und Verdickungsschichten) gleichsam als Secrete erst später ausgeschieden würden.

[2]) Unger, F. „Anatomie und Physiologie der Pflanzen." Wien 1855, *pag.* 53.

abgeleitete Elementar-Organe genannt, im Gegensatze zu dem primären Elementar-Organe, der Pflanzenzelle, aus welcher sie ja ebenfalls hervorgehen. Im Gegensatze zum Thierkörper, wo diese Fusionsgebilde zu den gewöhnlichsten Erscheinungen gehören, treten sie im Gewächsreiche nur bei den höher organisirten Pflanzen und da relativ spärlich auf; den Pilzen, Algen, Flechten und Moosen fehlen sie gänzlich.

Mit dem von Mohl[1]) zuerst geführten Nachweise, dass auch die Pflanzengefässe aus Reihen geschlossener Zellen entstehen, war auch der Beweis geliefert, dass in der That sämmtliche Theile aller Pflanzen, ohne jede Ausnahme, ursprünglich aus einzelnen Zellen sich aufbauen.

Es gibt demnach nur Eine Art von pflanzlichen Elementar-Organen, mannigfaltig zwar in Form, Beschaffenheit und Verbindung mit einander, doch in Wesenheit völlig unter sich übereinstimmend, nämlich die vegetabilische Zelle.

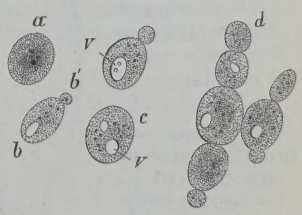
II. Capitel.

Form der Pflanzenzellen.

§. 2. Erwachsene, ausgebildete Pflanzenzellen zeigen einen unendlichen Formenreichthum; so gross derselbe indess auch ist, so wenig unterscheiden sich im jugendlichen Zustande auch die später heterogensten Gestalten von einander. Die Erfahrung hat gelehrt, dass überall, wo Pflanzenzellen frei und ungehindert sich entwickeln können, sie jene einfachste und doch vollendetste Gestalt annehmen, in welcher auch der Flüssigkeitstropfen erscheint, nämlich die Kugelform.

Solche kugelförmige Zellen finden wir äusserst häufig bei jenen Pflanzen, die stets nur aus einer einzigen Zelle bestehen — einzellige Pflanzen, wie man sie nennt — also bei vielen Algen und Pilzen (Fig. 7); bei mehrzelligen Gewächsen kommen sie dort vor, wo die Elementar-Organe sich ungehindert entwickeln können, also bei Sporen, Pollenzellen (Fig. 8), Haarköpfchen

Fig. 7.

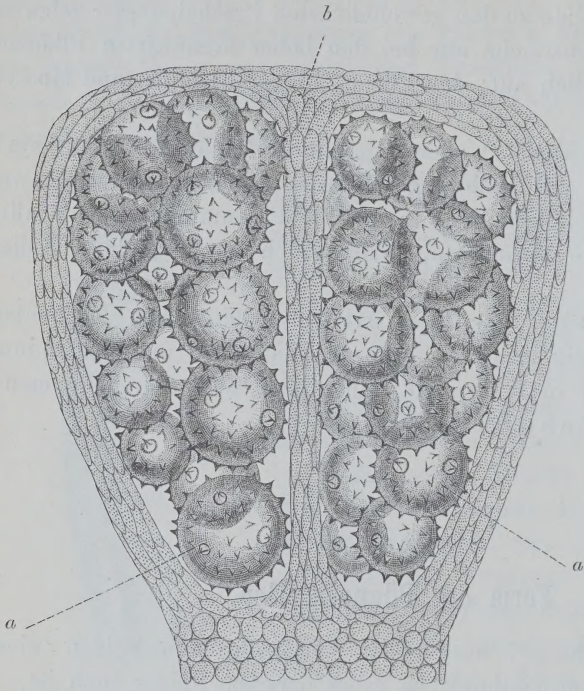


Vergrösserung 600. Mit Protoplasma erfüllte Hefezellen aus frischer Bierhefe. *v* Vacuolen im Protoplasma, *b'* Knospe.

[1]) Abhandlungen der Akademie der Wissenschaften zu München. I. *pag.* 445. — Früher hatte man die Gefässe als aparte, den Zellen entgegenstehende, anatomische Elemente angesehen.

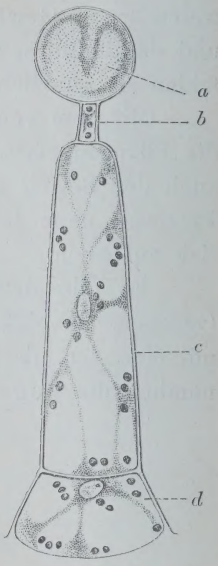
(Fig. 9) etc., ferner überhaupt bei den meisten Zellen in der ersten Zeit ihrer Jugend.

Fig. 8.



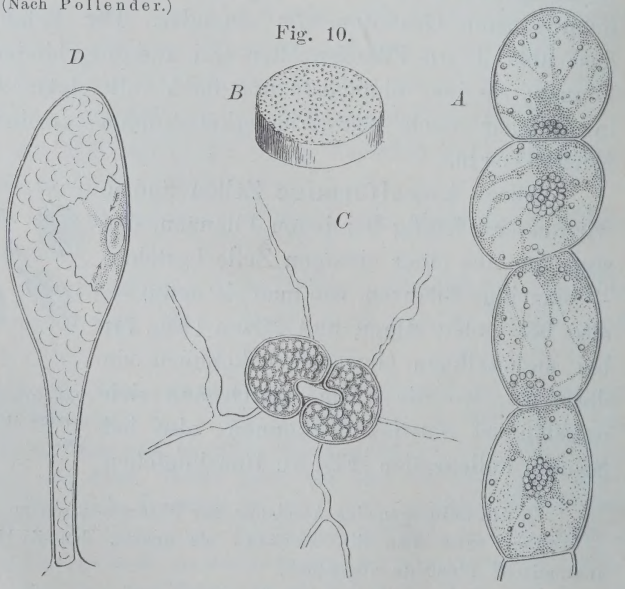
Vergrösserung 200. Kugelige Pollenzellen von *Cucurbita pepo* (*a*). (Nach Pollender.)

Fig. 9.



Vergr. 300. Ein Blattstielhaar von *Primula sinensis*. *a* die kugelförmige Köpfchenzelle, *b*, *c*, *d* der Stiel des Haares.

Fig. 10.



A. Vergrösserung 300. Staubfadenhaar von *Tradescantia virginica*.

B. Oberhautzelle von *Callitriche verna*.

C. Vergrösserung 333. Spaltöffnung an der Oberhaut der Beere von *Passiflora angustifolia*.

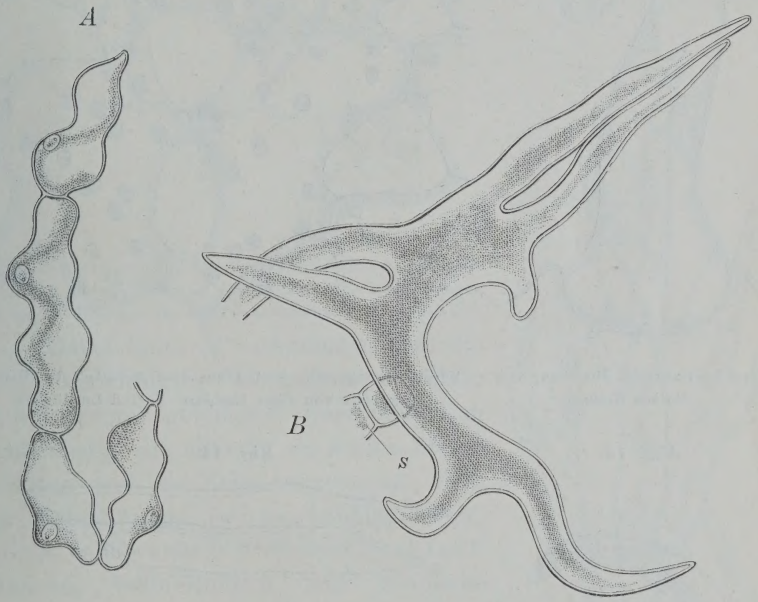
D. Vergrösserung 150. Blumenblatthaar von *Viola tricolor*.

Die spätere Formenverschiedenheit wird hervorgerufen durch zwei Ursachen:

1. Durch ein ungleichmässiges Wachsthum der jungen Zelle und
2. durch den Druck ihrer Nachbarzellen.

Nur in den seltensten Fällen wächst nämlich die jugendliche Zelle an allen Partien ihrer Peripherie mit gleicher Intensität; gewisse grössere Strecken oder isolirte Stellen derselben werden meist hervorragend gefördert, und so wird aus der ursprünglich kugelförmigen Zelle nach und nach eine ellipsoidische (Fig. 10 *A*), tafelförmige (Fig. 10 *B*), halbmondförmige (Fig. 10 *C*), kolbenförmige

Fig. 11.

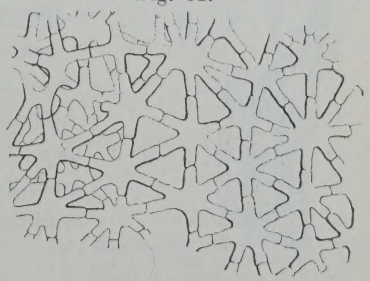


A. Vergrösserung 350. Partie eines Filzhaares von *Lactuca Scariola*.
B. Vergrösserung 280. Haar von der Blattunterseite von *Hieracium pilosella*. *s* ein Theil des Stieles.

(Fig. 10 *D*) oder, wenn mehrere Stellen in besonders hervorragender Weise wachsen, eine ausgebuchtete (Fig. 11 *A*), verzweigte (Fig. 11 *B*), regelmässig (Fig. 12) oder unregelmässig sternförmige (Fig. 13) Zelle.

Wenn das Wachsthum fast ausschliesslich nach zwei Seiten hin erfolgt, die einander entgegen-

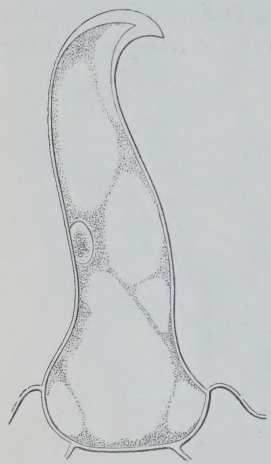
Fig. 12.



Vergrösserung 150. Querschnitt aus dem Stenge von *Juncus conglomeratus*.

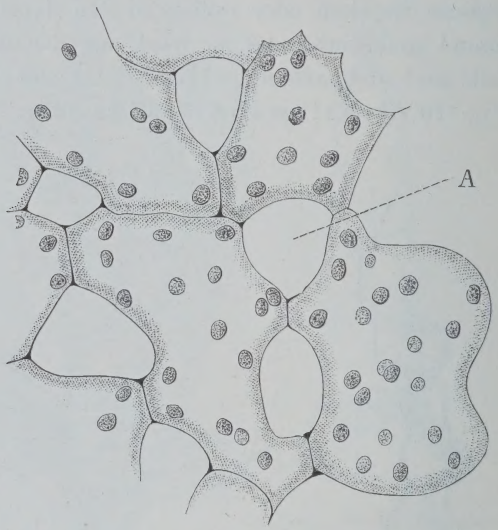
gesetzt sind, so entsteht aus der Kugelform eine cylindrische (Fig. 9 *b c*), auch wohl eine spindelförmige (Fig. 14), sichelförmige (Fig. 15), hakenförmige (Fig. 16), U-förmige, S-förmige Zelle etc. (Fig. 17).

Fig. 16.



Vergrösserung 350. Blatthaar von *Galium Mollugo*.

Fig. 13.



Vergrösserung 300. Zellen aus dem *Mesophyll* der Blattunterseite von *Piper blandum*. *A* sind Luftlücken.

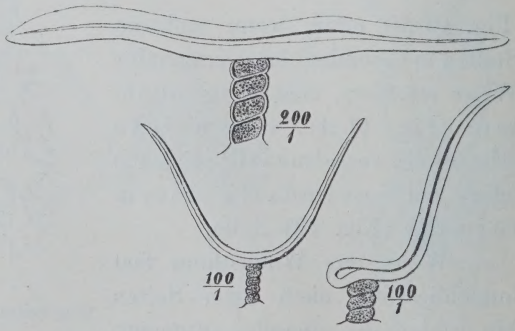
Fig. 15.

Vergrösserung 300. Stengelhaar von *Mimosa prostrata*.

Fig. 14.

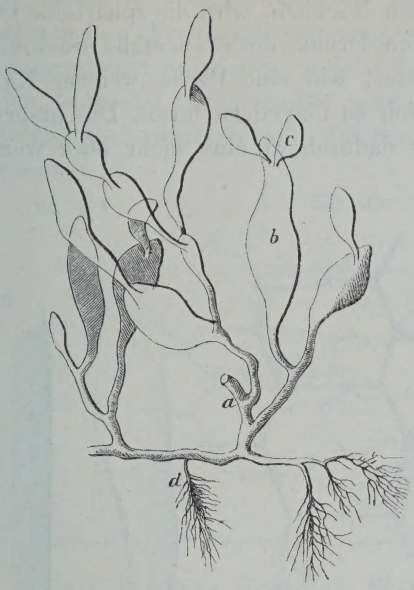
Vergrösserung 300. Saamenhaar von *Tagetes patula*.

Fig. 17.



Stengelhaare von *Pyrethrum roseum*.

Fig. 18.

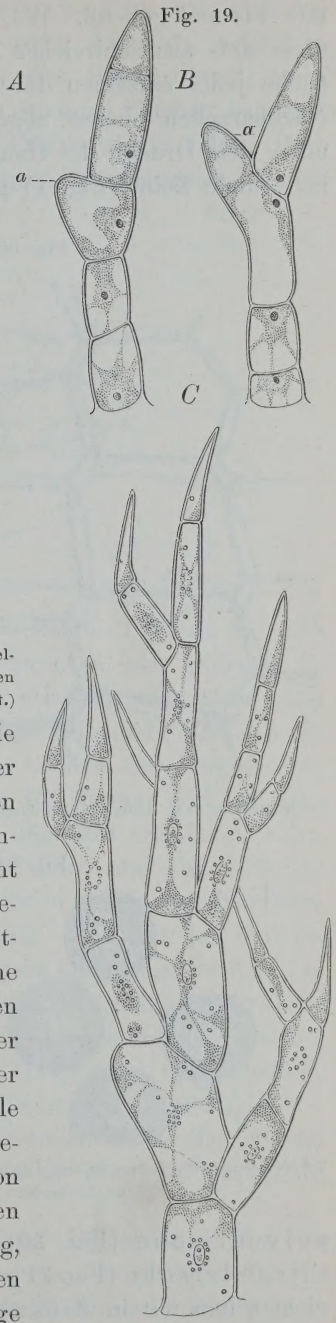


Ein Stück von *Caulerpa prolifera* (natürliche Grösse). *a* stengelartige, *b*, *c* blattartige und *d* wurzelähnliche Aussackungen der einen Zelle, aus der die Pflanze besteht. (Nach Schacht.)

Dabei kann es vorkommen, dass die durch ein isolirtes Wachsthum einzelner Stellen zuerst gebildeten warzenförmigen Erhöhungen, die allmälig zu Aesten heranwachsen und die Zelle verzweigen, nicht nur fadenförmige (wurzelähnliche) Gestalten, sondern auch flächenartige (blattähnliche) Ausbreitungen und rundliche (fruchtartige) Anschwellungen annehmen (Fig. 18), sondern dass sich ein factischer Gegensatz zwischen den Functionen der einzelnen Theile einer und derselben Zelle entwickelt, indem z. B. gewisse Verästelungen derselben factisch die Rolle von Wurzeln übernehmen. Häufig erscheinen später solche Aeste durch Zelltheilung, durch Querwände abgeschieden, und bilden dann statt des einzelligen mehrzellige Organismen oder Organe (Fig. 19).

Nicht minder einflussreich macht sich die Nachbarschaft der jungen Zelle auf

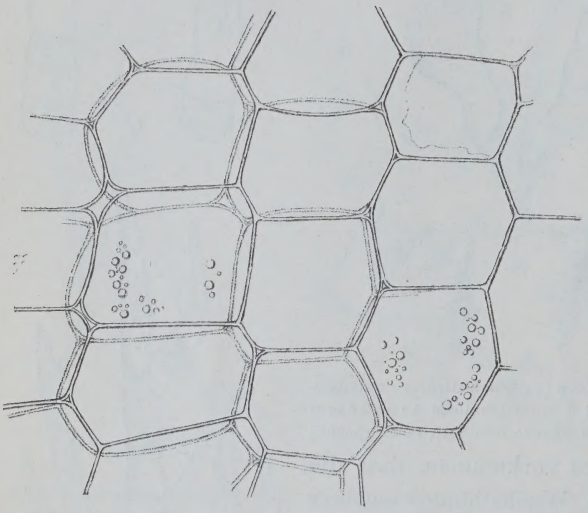
Fig. 19.



Ein Filamenthaar von *Nicandra physaloides* in den verschiedenen Stadien seiner Entwicklung. *A* Vergr. 480. Beginn der Astbildung, bei *a*. *B* Bereits individualisirter Ast bei *a*. *C* Vgr. 280. Fertiges, sehr veräst. Haar.

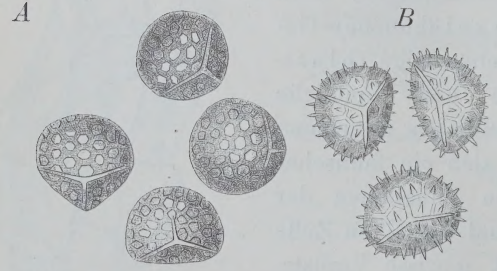
ihre Formen geltend. Wo, wie bei den Organen höherer Gewächse, diese stets aus zahlreichen Zellen bestehen, wird die sphärische Oberfläche jeder einzelnen durch den Druck ihrer ebenfalls wachsenden Nachbarzellen ebenso abgeplattet, wie eine Partie weicher Kugeln unter dem Drucke der Hand sich zu Polyedern formt. Die ursprünglich runde Zelle (Fig. 1) geht dadurch in eine mehr oder weniger

Fig. 20.



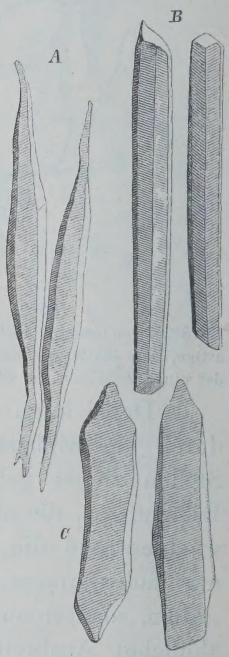
Vergrösserung 315. Längsschnitt durch das Mark von *Begonia obliqua*.

Fig. 21.



Vergrösserung 780. *B* Sporen von *Lycopodium selaginoides*. *A* desgleichen von *Lycopodium clavatum*.

Fig. 22.



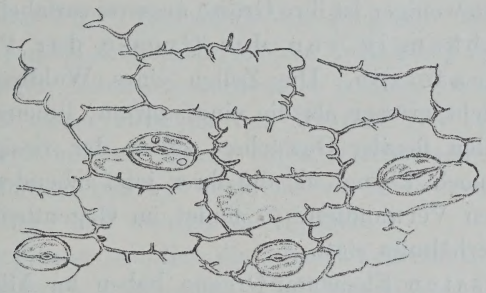
A Holzzellen von *Cannabis sativa*, *B* desgleichen von *Cirsium rivulare*, *C* von *Anona paludosa*. (Nach Unger.)

polyedrische (Fig. 20), oft regelmässige sechseckige (*Piper*), tetraëdrische (Fig. 21), auch wohl prismatische (Fig. 22) über, nicht selten mit in Zickzackform verlaufender Contour (Fig. 23).

Von der Grösse des Druckes hängt es natürlich ab, ob und in welchem Grade eine Begrenzung durch ebene Flächen an die Stelle der früher krummflächigen Begrenzung tritt, d. h. wie viel von

den Peripherien der Zellen sich gegenseitig berührt, wie viel frei bleibt. Und so finden wir denn auch zarte, fleischige, saftreiche Pflanzentheile (Fruchtbrei, Innengewebe der Blätter etc.), meist zusammengesetzt aus Zellen, welche durch krumme Flächen begrenzt werden, während harte, derbe, trockene Pflanzentheile (Holz, Bast, Epidermis etc.) durch ebene Flächen begrenzte Elementar-Organe aufweisen.

Fig. 23.



Vergrösserung 300. Oberhaut der Unterseite des *Cotyledons* von *Mimosa pudica*.

In welch' hohem Grade die Pflanzenzelle die Tendenz hat, sich nach Aussen durch krumme Flächen zu begrenzen oder vielmehr die anfänglich sphärische Gestalt möglichst zu erhalten, zeigt sich schon in dem oben erwähnten Falle dadurch, dass alle nicht mit anderen Zellhäuten zusammenstossenden Partien der Zellen ihre Begrenzung durch krumme Flächen beibehalten (Fig. 13), ferner dort, wo eine und dieselbe Zelle auf der einen Seite sich ungestört entwickeln kann, weil sie z. B. die Pflanze nach Aussen abschliesst und also vielleicht an Luft grenzt, während sie an anderen Orten durch Nachbarzellen an ihrem freien Wachsthume gehindert wird. Diess ist der Fall bei den Oberhautzellen, die denn auch an ersterem Orte meist krumme, an letzteren ebene Begrenzungsflächen zeigen, bei Haarzellen (Fig. 10 *a*) etc.

So verschieden demnach die Gestalt ausgewachsener Pflanzenzellen ist, so kann man doch vorwiegend drei Haupttypen unterscheiden, die allerdings durch mannigfaltige Uebergänge zusammenhängen.

1. Rundliche oder ellipsoidische Zellformen, nach allen Seiten von krummen Flächen begrenzt. Man nennt sie Merenchymzellen (im Fruchtfleische etc.) (Fig. 105).

2. Polyedrische Formen, nach allen Dimensionen hin so ziemlich gleiche Durchmesser zeigend, von ebenen Flächen allseitig begrenzt; sie heissen Parenchymzellen (im Marke etc.) (Fig. 20, 23).

3. Langgestreckte oft spindelförmige Gestalten, man unterscheidet sie als Prosenchymzellen (im Holze etc.) (Fig. 14, 22).

III. Capitel.

Grösse der Pflanzenzellen.

§. 3. Wie bereits erwähnt (Seite 1), sind die Mehrzahl der pflanzlichen Elementar-Organe mikroskopisch kleine Gebilde, die nur in den seltensten Fällen eine Grösse erreichen, dass sie einzeln dem freien Auge anders als Pünktchen sichtbar werden.

Nichtsdestoweniger ist ihre Grösse äusserst variabel, aber zunächst durchaus unabhängig von der Grösse der Pflanze, die sie zusammensetzen. Die Zellen eines Waldbaumes sind im Allgemeinen nicht grösser als die eines zarten, liniengrossen Pflänzchens, die Zellen fossiler Gewächse, selbst der riesigsten Formen, nicht grösser noch kleiner als die ihrer jetzt lebenden, relativ viel unbedeutenderen Verwandten, es findet im Gegentheile gar oft das umgekehrte Verhältniss statt.

Die grössten Elementar-Organe haben im Allgemeinen saftreiche Gewächse (Fettpflanzen) und solche, deren Organe mit grossen Mengen von Luft erfüllt sind, wie die Wasserpflanzen; die kleinsten treffen wir in jugendlichen Pflanzentheilen und in solchen von derber, trockener und lederartiger Beschaffenheit an. Langgestreckte, prosenchymatische oder fadenförmige Zellen, gehören zu den grössten, die rundlichen Formen häufig zu den allerkleinsten Pflanzenzellen; selbstverständlich sind alle in jugendlichen Organen um das Vielfache kleiner als in völlig ausgewachsenen.

Die Grösse der Pflanzenzellen ist übrigens bei denselben Organen verschiedener Gewächse äusserst verschieden, dagegen bei den gleichen Organen verschiedener Individuen derselben Pflanzenspecies meist sehr constant.

Diese Verschiedenheit auf der einen und die Constanz auf der anderen Seite ist aber gerade ein äusserst wichtiges und verlässliches Mittel, technisch verwerthete Pflanzentheile, Droguen, Hölzer etc. erkennen und genau von einander (bei Fälschungen derselben) unterscheiden zu können. So beträgt z. B. der Durchmesser der Bastzellen, welche die sogenannte Leinenfaser darstellen, im Mittel 14 μ [1]), der der Hanffaser 17 μ, der Baumwolle 20 μ, der Maisfaser 30 μ etc. Die Holzzellen der Rothbuche sind 84 μ lang, 16 μ im Durchmesser; die der Ulme 0·113 μ lang, 130 μ dick; des Ahorns 0·18 μ lang und 18 μ dick. Die Markstrahlenzellen der Ulme haben eine Länge von

[1]) Wo nicht das Gegentheil bemerkt ist, sind alle Zahlenangaben in diesem Buche in Mikro-Millimetern ausgedrückt, wobei 1 Mikro-Millimeter = μ = 0·001^{mm}.

11 μ, einen Durchmesser von 90 μ; die des Ahorns eine Länge von 18 μ, einen Diameter von 144 μ; die der Eiche eine Länge von 19 μ, einen Durchmesser von 72 μ u. s. w.

Runde, merenchymatische Zellen treffen wir von äusserst verschiedenen Dimensionen an. So haben die Pollenzellen beim Kürbis einen Durchmesser von etwa 200 μ, beim Vergissmeinnicht einen solchen von 7·5 μ; die Sporen von *Oidium Tuckerii* sind $4{\cdot}5^{mm}$, die von *Palmella hyalina* 0·75 μ gross. Getreidebrandzellen erreichen einen Durchmesser von $7{\cdot}5^{mm}$, Hefezellen von 4·5 μ u. s. w.

Wie die runden Zellformen variiren auch die polyedrischen, parenchymatischen Zellen ausserordentlich in ihren Dimensionen. Meist schwankt ihre Grösse zwischen den Werthen von 115 μ und 23 μ; nicht selten erreichen sie indess einen Durchmesser von 230 μ, ja von 300 μ (Hollundermark), während sie andererseits bis auf 8 μ (Triceratiumzellen) und weniger herabgehen.

Weitaus grösser werden die Prosenchymzellen, überhaupt die langgestreckten Zellformen. Die Prosenchymzellen des Holzes variiren meist zwischen $0{\cdot}7^{mm}$ und 2^{mm} Länge; die spindelförmigen Bastzellen der Nessel werden bis $2{\cdot}6^{cm}$ lang, die des Flachses erreichen eine Länge von 4^{cm} und mehr, desgleichen und noch darüber die cylinderförmigen Haarzellen mancher Gewächse. Die Samenhaare von Asclepias-Arten werden $1-3^{cm}$, Baumwollenhaare $2-5^{cm}$ lang; Pollenschläuche erreichen eine Länge von $8-11^{cm}$. Allerdings ist in fast allen diesen Fällen der Querdurchmesser dieser Zellen sehr gering, bei der Baumwolle z. B. nur $0{\cdot}02^{mm}$ gross, bei Holzzellen etwa $0{\cdot}018^{mm}$, so dass also der Rauminhalt selbst dieser colossal langen Zellen gegenüber ihrer Oberfläche immer noch ein äusserst geringer bleibt.

Eine Ausnahme machen die gigantischen Zellen von Chara-, Nitella-, Vaucheria-Arten und andere, welche bei einem Durchmesser von oft $0{\cdot}8^{mm}$ eine Länge von $8-11^{cm}$ und mehr erreichen; ja die Zellen, aus welchen Caulerpa-Arten bestehen (Fig. 19), werden sogar bis 32^{cm} lang. Das sind indess wenige seltene Ausnahmen; im Allgemeinen ist, wie wir gesehen haben, die Pflanzenzelle stets ein kleines, winziges Gebilde, und, wie man kaum vermuthen sollte, ist es gerade diese Kleinheit, welche allein ein kräftiges Pflanzenleben ermöglicht, und also als Nothwendigkeit erscheint.

Die Oberfläche eines Körpers ist bekanntlich im Verhältnisse zu seinem Rauminhalte desto grösser, je kleiner diese Körpergrösse selber ist, so dass also ein Körper (in unserem Falle die Pflanzenzelle) von $0{\cdot}1^{mm}$ Durchmesser eine relativ viel grössere Oberfläche hat als ein solcher von 1^{mm} Diameter. Rechnet man sich die betref-

fenden numerischen Werthe aus, so springt das sofort in die Augen, wie nachfolgende Tabelle zeigt. Es ist nämlich, wenn der

Durchmesser der Zelle in Millimetern =	deren Oberfläche in □ Millimetern =	ihr Rauminhalt in Cubik-Millimetern	also das Verhältniss der Oberfläche zum Rauminhalte
0·01	0·0003	0·000005	1 : 0·0017
0·10	0·03	0·0005	1 : 0·017
1·00	3·00	0·5	1 : 0·17
10·00	300	500	1 : 1·7
100 00	30000	50000	1 : 17
Die Zelle, der Einfachheit halber, als Kugel angenommen.			

Während also der Rauminhalt einer Zelle von $^1/_{100}{}^{mm}$ Durchmesser über tausendmal kleiner ist als deren Oberfläche, ist er bei einer Zelle von 100^{mm} Diameter nicht nur nicht kleiner, sondern siebenzehnmal grösser als deren Oberfläche geworden. Denkt man sich nun, wie es ja in der Pflanze der Fall ist, diese Zellen mit Flüssigkeit gefüllt, so kann in einer bestimmten Zeit eine kleinere Zelle viel mehr Flüssigkeit durch ihre Oberfläche durch Verdampfen verlieren, oder durch Aufnahme gewinnen, mit einem Worte einen viel regeren Stoffwechsel hervorbringen als die grössere. Darauf beruht aber das ganze Leben der Pflanzen, es ist also in der Kleinheit ihrer Elementarorgane die Raschheit der Stoffbewegung innerhalb derselben begründet.

IV. Capitel.

Die Membran der Pflanzenzellen.

§. 4. Bildung der Zellhaut. Anfangs sind alle Pflanzenzellen hüllenlos; sie bestehen lediglich aus einem mehr oder weniger grossen Tropfen oder Ballen von Protoplasma; wir nennen sie in diesem Zustande hüllenlose Zellen oder Primordialzellen (Seite 2). Erst später — oft freilich bereits in wenig Augenblicken nach ihrem Entstehen — umgeben sich diese Primordialzellen mit einer ringsum geschlossenen Haut, der sogenannten Zellhaut oder Zellmembran.

Diese Zellhaut wird vom Protoplasma ausgeschieden[1]), und zwar als ein äusserst zartes, structurloses, anfangs halbweiches, erst nach und nach erhärtendes Häutchen von durch und durch gleichartiger, glasartig durchsichtiger Substanz. Die Erhärtung des Protoplasma's zu einer solchen, später mehr oder weniger starren, die Zellen nach allen Seiten umschliessenden Haut erfolgt stets unter beträchtlicher Volumenabnahme des ersteren, herbeigeführt durch Wasserverlust der zur Membran werdenden Schicht. Im Momente der Membranbildung contrahirt sich demnach die früher hüllenlose (primordiale) Zelle.

Am besten kann man diess Alles an den hüllenlosen Fortpflanzungszellen der Algen beobachten, die man wegen ihrer Eigenthümlichkeit, im Wasser mit grosser Lebendigkeit herumzuschwimmen, Schwärmsporen genannt hat.

Bringt man z. B.[2]) Rasen von *Vaucheria clavata*, einer äusserst verbreiteten Süsswasseralge, im Winter oder Frühjahre in Gefässe, deren Wasser man täglich mehrmals wechselt, so sammeln sich bald an der dem Fenster zugekehrten Seite des Gefässes die Schwärmsporen in grossen Mengen. Bringt man sie unter das Mikroskop, so sieht man, dass im Momente des Aufhörens ihrer Bewegung die kurzen Wimpern, welche die ganze Oberfläche dieser Primordialzellen bekleiden, eingezogen werden und es umgibt — als Anfang der Membranbildung — nur eine wasserhelle, 1·5—1·8 μ dicke, zähe flüssige Schicht die eiförmige Spore. Bei Quetschung derselben wird sie zu Brei zerdrückt. Während der nächsten 8—12 Minuten nimmt die erwähnte Schicht an Dicke etwa $^3/_4$ ab und die Spore contrahirt sich zugleich zu einer Kugel von beträchtlich geringerem Volumen.

Quetscht man sie jetzt, so berstet eine sie umschliessende feste Membran von 0·4—0·7 μ Dicke, aus deren Riss der Inhalt herausfliesst. Während der Volumabnahme tritt Wasser aus der Spore aus.

Die anfangs noch halbweiche Zellhaut, deren Bildung niemals länger als höchstens wenige Stunden beansprucht, unterscheidet sich sogleich durch ihr verschiedenes Lichtbrechungsvermögen vom Protoplasma. Sie hebt sich scharf von demselben ab und man sieht sie bald bei geeigneter Vergrösserung als doppelt contourirten Saum ausserhalb des Plasma's verlaufen.

Immer zeigt sie anfangs geringere Festigkeit als später. Diess documentirt sich zunächst in ihrer Löslichkeit in Flüssigkeiten, welche,

[1]) Sehr beachtenswerth sind die Untersuchungen von Traube über Niederschlags-Membranen an Colloid-Substanzen. „Botanische Zeitung" 1875, *pag.* 56 ff. Ich schreibe ihnen ohne Weiteres epochemachende Bedeutung zu.

[2]) W. Hofmeister. „Die Lehre von der Pflanzenzelle." Leipzig 1867, *p.* 148.

wie Essigsäure, Glycerin, Chlorcalcium etc., die Zellhaut später nicht mehr in Lösung bringen.

Man nennt diese zuerst gebildete zarte Membran die primäre Zellhaut.

§. 5. Chemische Beschaffenheit der frisch gebildeten Zellhaut. Die junge Zellhaut zeigt sich nach Payen[1]) zusammengesetzt aus Kohlenstoff, Wasserstoff und Sauerstoff, letztere zwei Elemente in Wasser bildendem Verhältnisse. Die Zellhaut ist demnach ein Kohlenhydrat, welches man Zellstoff oder Cellulose genannt hat.

Werden ganz junge Pflanzentheile, um sie zu reinigen, wiederholt in sehr verdünnter Salzsäure, dann in Ammoniak, ferner in reinem Wasser, endlich in Alkohol und Aether gewaschen, hierauf im luftleeren Raume bei 100° Celsius getrocknet, so ergibt (Payen) die Analyse folgende procentische Zusammensetzung der Zellhaut aus *C*, *H* und *O*. (Siehe die Tabelle.)

Die chemische Formel der Zellhaut oder der Cellulose ist also $C_6 H_{10} O_5$[2]); sie ist demnach dem Stärkmehle, dem Inulin, dem Gummi und dem Dextrin isomer.

Man erkennt sie daran, dass sie mit Jodlösung und einem assistirenden Körper, z. B. Schwefelsäure[3]), sich intensiv blau

Untersuchte Pflanzentheile

Gehalt an	Unbefruchtete Eichen von			Fruchtmark von *Cucumis sativa*	Gewebe von *Cucumis sativa*	Mark von *Sambucus nigra*	Baumwolle		Diverse Wurzelspitzen	Mark von *Aralia papyrifera*		
	Amygdalus communis	*Pyrus malus*	*Helianthus annuus*				einmal gereinigt	zweimal gereinigt		Erste Analyse	Zweite Analyse	Dritte Analyse
C	43·57	44·7	44·1	43·9	43·8	43·87	45·00	44·35	43·50	43·2	43·59	43·4
H	6·11	6·1	6·2	6·32	6·1	6·04	6·22	6·14	6·18	6·5	6·2	6·3
O	50·32	49·2	49·7	49·78	50·1	50·09	48·55	49·51	50·32	50·3	50·23	50·3
Summe	100·00	100·0	100·0	100·00	100.0	100·00	100·00	100·00	100·00	100·0	100·00	100·0

[1]) „*Mémoire sur les développements des végéteaux.*“ *In Mém. présentés par divers savants à l'académie roy. des sciences.* 1834 ff.

[2]) Die Cellulose enthält in 100 Theilen 44·44 Theile Kohlenstoff, 6·18 Wasserstoff und 49·38 Sauerstoff.

[3]) Oder Jodwasserstoff, Jodzink, Jodkalium, Jodammonium, Phosphorsäure etc.

färbt [1]). Jodlösung für sich bewirkt im Allgemeinen keine Bläuung, nur die Sporenschläuche und Paraphysen von Flechten bläuen sich mit Jod sofort [2]); nach längerer Zeit die Wände vieler Algenzellen, Cotyledonen und Endospermzellen. Auch bewirken öfters zu geringe Mengen von Jod eine gelbliche, zu grosse eine röthliche bis braungelbe Färbung von Cellulosehäuten, so dass die Reaction immerhin gewisser Vorsichten bedarf, um zu gelingen.

Die erwähnte Blaufärbung der Zellhaut durch Jodlösung und Schwefelsäure (Cellulose-Reaction) erfolgt aber nur, so lange dieselbe aus reinem Zellstoffe besteht und dieser nicht von anderen fremden Stoffen durchdrungen (infiltrirt, incrustirt) ist, wie diess bei erwachsenen Zellen gar häufig der Fall ist. Es erfolgt dann mit unserem Reagens keine Blaufärbung, sondern Gelb- bis Braunfärbung der Membran, und zwar ist diese Färbung desto intensiver, je mehr die ursprüngliche Zusammensetzung aus Cellulose durch andere Verbindungen vermischt erscheint. Entfernt man durch geeignete Mittel die Infiltrations-Producte, so tritt sofort wieder Blaufärbung der Membran bei Behandlung mit unserem Reagens ein und die chemische Analyse zeigt wieder deren Zusammensetzung aus Zellstoff.

Payen [3]) behandelte Gewebe (die keine Zellstoff-Reaction zeigten) mit Kalilauge, Salpetersäure (bei 36° C.) und Chlor, indem er sie abwechselnd darin wusch, und dadurch die Infiltrations-Producte ihrer Membranen entfernte. Die so gereinigten Zellhäute ergaben bei der Analyse folgende Zusammensetzung [4]) (nach Trocknung im luftleeren Raume):

	Blätter von		Inneres Blattgewebe von *Agave americana*	Spiralfasern von *Musa sapientum* [1])	Endosperm von *Phytelephas*	Samenhaare von *Populus virginiana*	Holz eines Wespennestes
	Lactuca scariola [1])	*Ailanthus glandulosa*					
C	43·40	45·95	44·70	44·22	44·14	44·11	44·15
H	6·12	6·19	6·39	6·50	6·30	6·52	6·22
O	50·38	47·86	48·91	49·28	49·56	49·37	49·63

[1]) Nach wiederholtem Reinigen.

[1]) M. J. Schleiden in Poggendorf's „Annalen", 1838, *pag.* 43.

[2]) C. Naegeli. „Sitzungsberichte der Münchener Akademie." 1863.

[3]) *l. c. pag.* 7.

[4]) Durch das Reinigen, respective Entfernen der fremden Einlagerungen, gehen öfters bis zu 0·9 der Substanz verloren.

	Holz von *Pinus abies*[1]	*Vaucheria sessilis*	Eine nicht näher bezeichnete *Oscillatoria*[2]	Zellhaut von			
				Boletus ignarius	*Agaricus edulis*	*Chara hispida*	*Lichen islandicus*
C	44·77	44·57	44·89	44·45	44·52	44·28	44·70
H	6·96	6·30	6·16	6·14	6·67	6·29	6·21
O	48·66	49·68	48·95	49·41	48·81	49·43	49·09

[1]) Bei fünfmal wiederholtem Reinigen ergaben die successiven Analysen:

Gehalt an *C*:	52·01	51·79	45·09	44·77	44·77
„ „ *H*:	6·33	6·28	6·47	6·58	6·96
„ „ *O*:	41·57	41·93	48·44	48·65	48·66.

[2]) Nach wiederholtem Reinigen.

Es ist also der nach Behandlung älterer Gewebe mit Kalilauge, Salpetersäure etc. verbleibende Rest der Substanz als Cellulose nachgewiesen.

Die Cellulose ist farblos, durchsichtig, elastisch; ihr specifisches Gewicht grösser als das des Wassers (die Zellhaut sinkt darin unter), ebenso ihre Lichtbrechung stärker. Sie verbrennt auf dem Platinbleche ohne Rückstand, ist unlöslich in kaltem wie in siedendem Wasser, dagegen löslich (unter beträchtlicher der Lösung vorausgehender Quellung) in Kupferoxyd-Ammoniak[1]). Aus dieser Lösung fällt sie durch Wasser, Salze und Säuren in Form unmessbar kleiner Theile[2]).

§. 6. Wachsthum der Zellhaut[3]). Nach ihrer Anlegung wächst jede pflanzliche Zellhaut sowohl ihrer Dicke als ihrer Fläche nach; ersteres macht die Unterscheidung zunächst in dünnwandige und dickwandige Zellen nöthig, letzteres bringt aus der ursprünglich sphärischen Zelle nach und nach alle die verschiedenen Zellformen hervor.

Beides, sowohl das Dicken- wie das Flächenwachsthum, erfolgt in der Regel ungleichmässig, also mehr oder weniger localisirt und niemals beides zu gleicher Zeit. Eine Zelle, deren Membran

[1]) Kupferspäne werden mit Aetzammoniak übergossen und der Aufguss eine Zeit lang stehen gelassen.

[2]) Schweitzer. „Vierteljahrsschrift der naturforschenden Gesellschaft in Zürich.“ 1857, 2.

[3]) Naegeli, C. „Die Stärkekörner.“ Zürich 1858, *pag.* 277 ff.

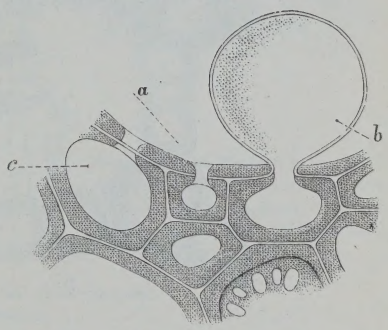
sich verdickt, vergrössert während dieser Zeit die Fläche derselben nur wenig oder gar nicht und umgekehrt. Meist ist das Flächenwachsthum der Membran auf die jugendliche Zelle beschränkt, während die Verdickung der Haut vorwiegend an älteren Zellen erfolgt.

Das Wachsthum selbst erfolgt durch Einlagerung (Intussusception) neuer, kleinster, direct nicht mehr wahrnehmbarer Theilchen zwischen die bereits vorhandenen kleinsten Theile der Membran und nicht durch Anlagerung (Apposition) derselben [1]).

Alle Pflanzenzellen zeigen im Verlaufe ihres Lebens eine grössere Oberfläche als sie bei ihrer Bildung hatten; Flächenwachsthum der Zellhaut kommt demnach allen Zellen zu. Nur selten indess behalten sie dabei ihre ursprüngliche Gestalt bei (z. B. Pollenzellen), nur selten zeigen sie also ein gleichmässiges Flächenwachsthum. In der Regel erfolgt es ungleichmässig und man hat dasselbe als intercalares (Hofmeister) und als Spitzenwachsthum (Naegeli) unterschieden.

Als Spitzenwachsthum bezeichnet man jenes, wo eine Stelle der Zellhaut hervorragend wächst und die Wachsthumsstärke von dieser Stelle aus nach allen Seiten hin abnimmt, um endlich in gewisser Entfernung davon ganz zu erlöschen. Dadurch ragen diese Theile gleichsam als Spitzen hervor; es bilden sich so aus einer runden Zelle ausgebuchtete, verzweigte, sternförmige Zellformen u. s. w. Die Bildung der Thyllen, d. i. zellenartiger Ausfüllungen alter Gefässe, besonders Spiroiden, beruht unter Anderem darauf. Engere Holzzellen, welche an weite luftführende Gefässe grenzen, stülpen sich in Folge Spitzenwachsthums ihrer Membranen in die Gefässröhre hinein (Fig. 24).

Fig. 24.



Vergrösserung 1000. Stück eines Gefässes (*a* von *Vitis vinifera* sammt den darangrenzenden Holzzellen (*c*), deren eine (*b*) zur Thylle herangewachsen ist.

Intercalares Wachsthum erfolgt, wenn durch Wachsen einer begrenzten Zone innerhalb einer Membranfläche nach und nach gleichsam ein neues Stück Zellhaut eingeschoben, und dadurch die

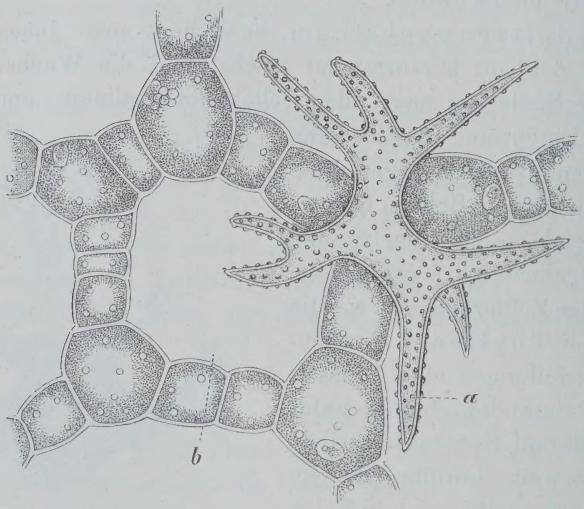
[1]) Sanio („Pringsheim's Jahrbuch", IX. *pag.* 73) findet, dass die secundäre Membran als Neubildung durch Apposition entstehe, worauf dann primäre und secundäre Lage durch Intussusception weiter wachsen. Absolut beweisend seien die Fälle, wo die secundäre Membran erst nach Verholzung der primären sich bildet und trotzdem aus reiner Cellulose besteht.

Zelle vergrössert wird. So erfolgt beispielsweise das Wachsthum der cylinderförmigen Zellen vieler Fadenalgen *(Conferva, Spirogyra)*, das Wachsthum tafelförmiger oder ausgebuchteter Zellen an ihrer Seitenwand etc.

Auch das Dickenwachsthum der Haut erfolgt nur selten gleichmässig im ganzen Umfange der Zelle [1]). Meist ist die Intensität desselben an verschiedenen Stellen der Zellhaut verschieden, oder es ist dasselbe wohl auch auf bestimmte Stellen beschränkt und unterbleibt an anderen.

Man hat diese später erfolgenden Ablagerungen von Zellstoff gleichsam an die Innenfläche der primären Membran als Verdickungsschichten, wohl auch als secundäre und tertiäre Membran von dieser unterschieden.

Fig. 25.



Vergrösserung 400. Querschnitt durch den Blattstiel von *Nymphaea alba*. *a* ein mit Cuticularknoten besetztes Sternhaar. Die Cuticularknoten sind die *Corpi forcuti* und *forbiciformi* Parlatore's.

Die Verdickung der Zellhaut kann nun entweder nach aussen oder nach innen hin erfolgen, je nachdem die Membran nur an ihrer äusseren oder nur an ihrer inneren Fläche an Dicke zunimmt. Ersteres hat man centrifugales, letzteres centripetales Dickenwachsthum genannt. Im Allgemeinen wird begreiflicherweise die Grösse des Zelllumens durch ersteres nicht alterirt, durch letzteres

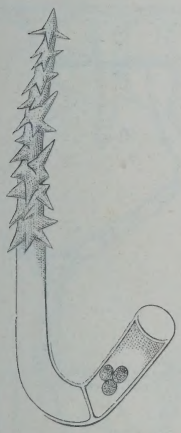
[1]) Bei vielen Sporen und Pollenzellen, Palmella-Arten, Hefezellen etc.

aber immer, entweder relativ oder absolut, verkleinert werden, oft bis zum völligen Verschwinden desselben [1]).

Centrifugales Dickenwachsthum der Zellhaut kennen wir (Sporen und Pollenzellen und innere Parenchymzellen von *Marattiaceen* ausgenommen) bis jetzt nur an jenen Zellen, deren Wände frei liegen (Oberhautzellen, Haarzellen etc.).

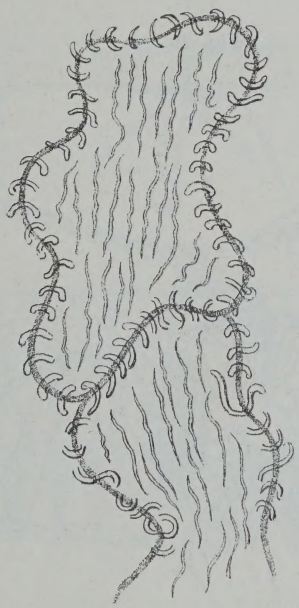
Es ist selten gleichmässig, könnte auch dann kaum als solches erwiesen werden, sondern meist streng localisirt, und tritt in Form von Leisten, Knoten (Fig. 25), Stacheln (Fig. 26, Fig. 8 *a*) etc. an

Fig. 26.



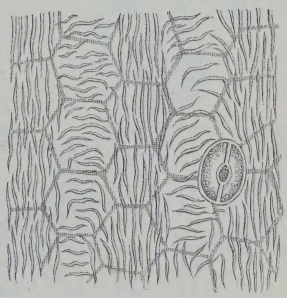
Vergrösserung 300. Haar von der Blattunterseite von *Hydrangea quercifolia* mit stacheliger Cuticularbildung.

Fig. 27.



Vergrösserung 490. Oberhaut des Fruchtknotens von *Escheveria gibbiflora*.

Fig. 28.



Oberhaut des Pericarps von *Cakile americana*. Die Contouren der sechseckigen Epidermiszellen sind zum Theile durch die Cuticularleisten verdeckt. (Nach Cohn.)

der Oberfläche der Zelle in Erscheinung. Die so gebildeten Knoten oder Leisten setzen sich oft über die Verbindungsstellen zweier Nachbarzellen fort und zeigen sich, was Gestalt und Richtung betrifft, in hohem Grade unabhängig von der Anordnung der Zellen (Fig. 27 und Fig. 28).

In höchstem Grade entwickeltes centrifugales Dickenwachsthum zeigen nach Luerssen [2]) die Parenchymzellen des Blattgewebes

[1]) Bei der Epidermis der Samen von *Pyrus Cydonia, Plantago Psyllium, Cucurbita pepo* (durch Verdickung der Aussenwände), bei *Collomia* durch Verdickung der Seitenwände.

[2]) „Botanische Zeitung", 1873, *pag.* 641 ff.

mehrerer *Marattiaceen* (Fig. 29), wo dasselbe fadenförmige, oft verzweigte, lange, stachlige Fortsätze bildet, die in die Intercellularräume ragen und oft von einer Zelle bis zu anderen gehen. Sie zeigen alle Eigenschaften schwach cuticularisirter Zellhäute.

Auch das centripetale Dickenwachsthum der pflanzlichen Zellhaut ist oft auf ganz bestimmte Stellen beschränkt; man sieht dann gleichsam Zapfen oder Vorsprünge in das Lumen hineinragen, z. B. bei den Wurzelhaaren von *Riccien* und *Marchantien* (nach Mirbel), bei Pollenzellen (nach Fritsche), bei Borragineenhaaren etc. In hervorragendster Weise findet solch streng localisirtes Dickenwachsthum bei den sogenannten Cystolithen statt.

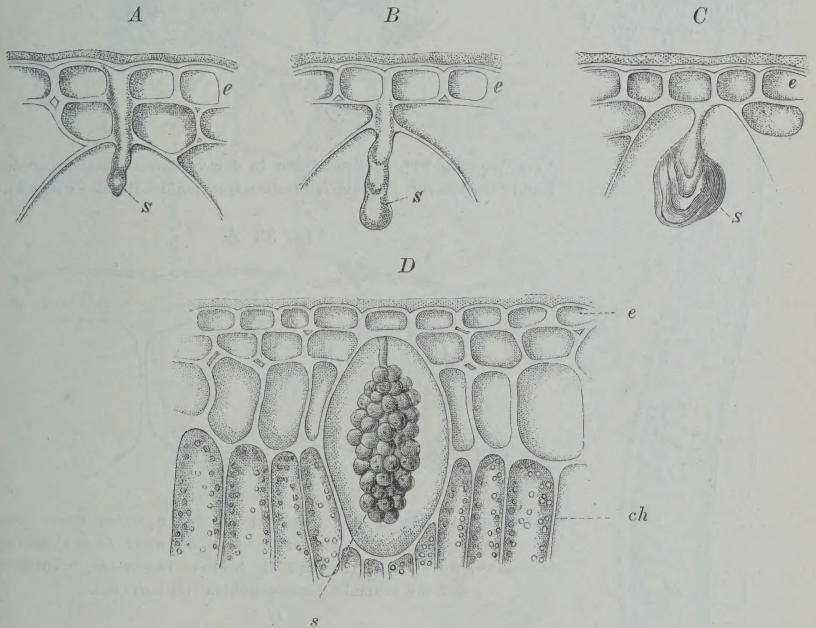
Fig. 29.

Vergrösserung 500. Querschnitt aus dem jungen Blatte von *Kaulfussia aesculifolia*. *e* die Epidermis der Blattunterseite, *i* Intercellular-Räume des Mesophylls, *Z* chlorophyllführende Zellen des Mesophylls mit fadenförmigen Verdickungen ihrer Zellhaut. (Nach Luerssen.)

Es sind das keulen- oder spindelförmige locale Zellstoffwucherungen, die in oder unter den Epidermiszellen vieler *Urticaceen* (*Ficus*, *Urtica* [Fig. 31 *A*], *Morus* etc.) und *Acanthaceen* (*Justicia*) auftreten. Man sieht, wie da zuerst ein kleines Zellhautzäpfchen ins Lumen hineinwächst (Fig. 30 *A*), dann allmälig grösser (Fig. 30 *B*), endlich keulenförmig wird (Fig. 30 *C*), und dessen vorderes oft enorm

in die Dicke und Fläche gewachsenes, geschichtetes Ende von einem dünnen Stiele — der ersten Anlage des Cystolithen — gleichsam getragen wird (Fig. 30 *D*). Man hat sie deshalb auch als gestielte Traubenkörper bezeichnet. Bei den Justicien sind sie spindelförmig (Fig. 31 *B*); hier wie dort lagern sich in die geschichtete Substanz — nicht an deren Oberfläche — grosse Mengen von kohlensaurem Kalke [1]) ab, und zwar in krystallinischem Zustande [2]), wie das optische Verhalten zeigt.

Fig. 30.



Vergrösserung (*A*, *B*, *C*) 400 und (*D*) 300. Entwicklung der Cystolithen von *Ficus elastica*. *e* ist die Epidermis der Blattoberseite, *s* der successive heranwachsende Cystolith, *ch* das chlorophyllführende Mesophyll.

Aehnliche Bildungen fand Rosanoff [3]) im Marke des Stengels bei Ricinus und Kerria, Schacht [4]) in Blattzellen von Citrus-Arten.

---

[1]) Löslich in schwachen Säuren (Essigsäure) unter Gasentwicklung.

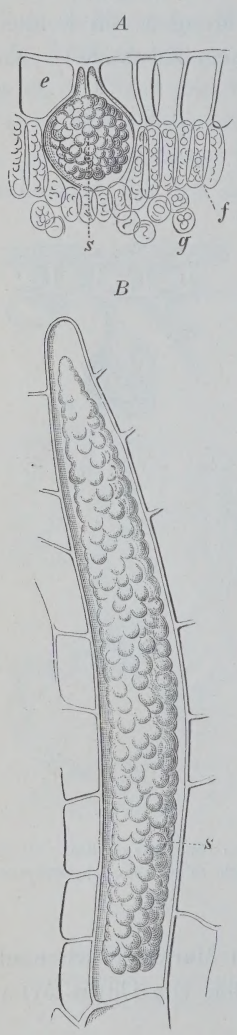
[2]) Sachs. „Lehrbuch der Botanik", 4. Auflage, Leipzig 1874, *pag.* 69, leugnet es, doch mit Unrecht. Das Aufblitzen der Krystalle im Polarisations-Mikroskope sehe ich äusserst deutlich.

[3]) „Botanische Zeitung", 1865, *pag.* 329.

[4]) „Abhandlungen der Senkenb. naturforschenden Gesellschaft", Bd. I, 1845 bis 1855. Taf. VII, Fig. 21.

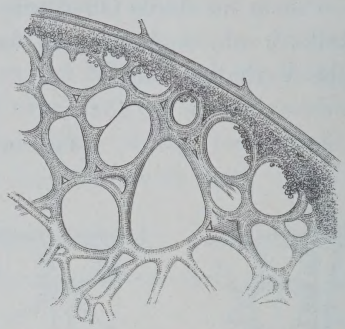
Es sind da Drusen von oxalsaurem Kalke [1]) von einer dünnen Zellstoffhaut umschlossen und durch einen Stiel der Innenwand der Zelle angeheftet.

Fig. 31.



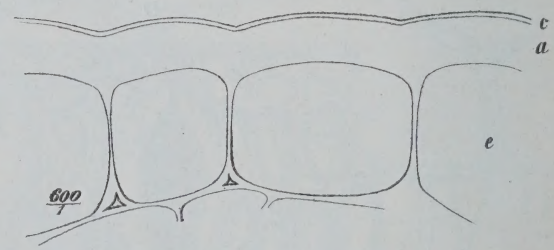
Vergröss. 200. Cystolithen (*s*). *A* von *Urtica biloba* (Querschnitt durch das Blatt). *e* Epidermis der Blattoberseite, *f* Palissaden-Parenchym, *g* Merenchym des Mesophylls. *B* Von *Justicia sanguinea* (Längsschnitt).

Fig. 32.



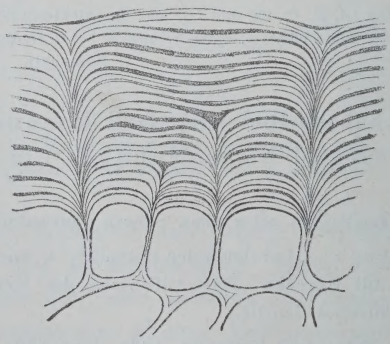
Vergrösserung 200. Zellstofffäden in der vorderen Aussackung des Embryosackes von *Pedicularis silvatica*. Querschnitt. (Nach Schacht.)

Fig. 33 *A*.



A Querschnitt durch die Oberhaut (*e*) der unreifen Beere von *Arum maculatum*. Die Dicke der äusseren Zellwand ($a + c$) betrug 0·00899mm, wovon 0·00771mm auf die breitere innere (a), 0·00128mm auf die schmale äussere Schicht (c) entfielen.

B

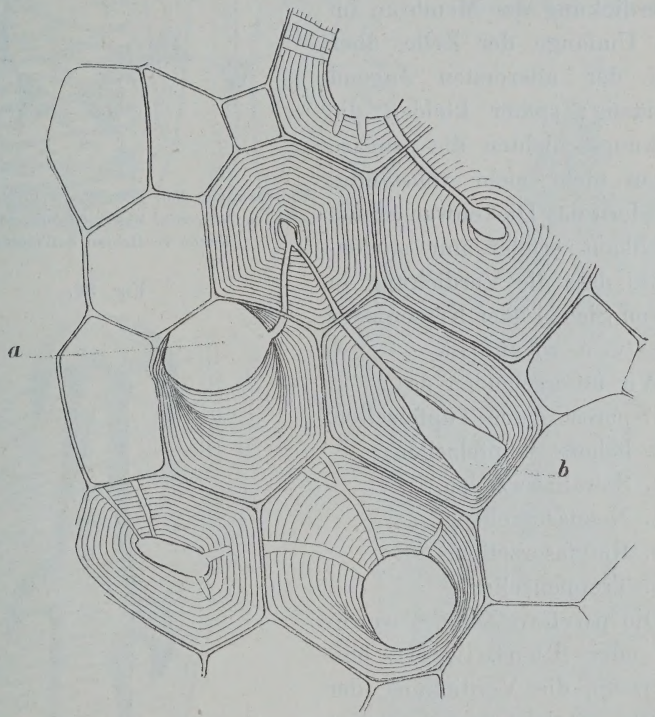


Vergr. 400. *B* Epidermiszellen des Stammes von *Viscum album*.

[1]) Unlöslich in schwachen Säuren, löslich in Salzsäure ohne Gasentwicklung.

Dahin gehören wohl auch die Zellstoffbalken, welche nach Schacht die Zelle von Caulerpa-Arten, nach Hofmeister die befruchteten Embryosäcke von Veronica-, Plantago- und Pedicularis-Arten durchsetzen. Sie wachsen aber nicht von der Innenwand der Zelle allmälig ins Lumen derselben hinein, sondern treten sofort als die ganze Zelle durchsetzende, äusserst zarte Fädchen auf, die sich nach und nach immer mehr verdicken (Fig. 32) [1]).

Fig. 34.



Vergrösserung 570. Querschnitt aus dem Schafte von *Langsdorfia hypogaea Mart.* Die Zellen *a* und *b* einseitig verdickt; man sieht im Ganzen 30 und mehr Schichten.

Nach Entfernung der Kalksalze ergibt die chemische Analyse für die Cystolithen von *Broussonetia papyrifera* einen Gehalt von Kohlenstoff = 44·5, Wasserstoff = 6·6, Sauerstoff = 48·7 in 100 Theilen. Ihre organische Unterlage ist demnach Cellulose [2]).

Häufig erfolgt eine einseitige Verdickung der Zellhaut, indem bestimmte Flächen derselben vorwiegend oder aus-

[1]) C. Naegeli. „Zeitschrift für wiss. Botanik." I. Heft, 1844, Tafel III. — Schacht in Pringsheim's Jahrb. III, *pag.* 339.

[2]) Payen, *l. c. pag.* 77 ff.

schliesslich verdickt werden, z. B. ganz allgemein die Aussenwände der Oberhautzellen (Fig. 33 *A*—*B*), selten die Innenwände derselben (*Bromelia Ananas*, *Bilbergia zebrina*, Früchte von *Cyperaceen*), auch wohl eine oder die andere Seite einer Gewebszelle des Pflanzen-Innern (Fig. 34), oder die Ecken, wo mehrere Zellen zusammenstossen (*Jungermannien* etc.) (Fig. 35), oder ganz unbestimmte Stellen (Fig. 36).

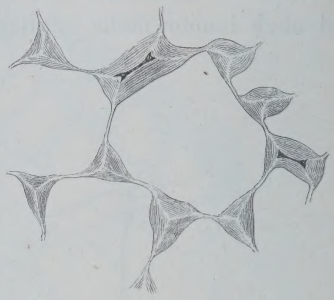
In der Regel erfolgt allerdings eine Verdickung der Membran im ganzen Umfange der Zelle, aber nur in der allerersten Jugend gleichmässig; später kleiden die Verdickungsschichten die primäre Membran nicht mehr vollständig aus, sondern das Dickenwachsthum der Zellhaut erfolgt nur stellenweise, so dass die Verdickung in Form von Sieben oder Netzen oder Spiralen u. s. w. auftritt.

Wir unterscheiden da:

1. poröse oder Tüpfelzellen,
2. behofte Tüpfelzellen,
3. Spiralfaserzellen,
4. Netzfaserzellen,
5. Ringfaserzellen,
6. Treppenzellen.

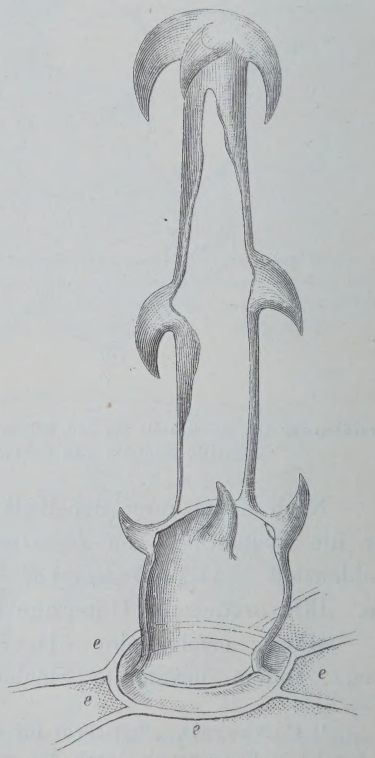
Die poröse Zelle, Porenzelle oder Tüpfelzelle entsteht, wenn die Verdickung der Membran an bestimmten Stellen ganz unterbleibt und also bei genügender Hautdicke Canäle — Porencanäle, Tüpfelcanäle — gebildet werden, welche die Zellen durchsetzen (Fig. 37 *A*). Sie können sich verzweigen (Fig. 38), und es ist ein ausnahmsloses Gesetz, dass ihre blinden Enden bei benachbarten Zellen stets aufeinander treffen. Oft erweitern sie sich an der primären Membran T-förmig

Fig. 35.



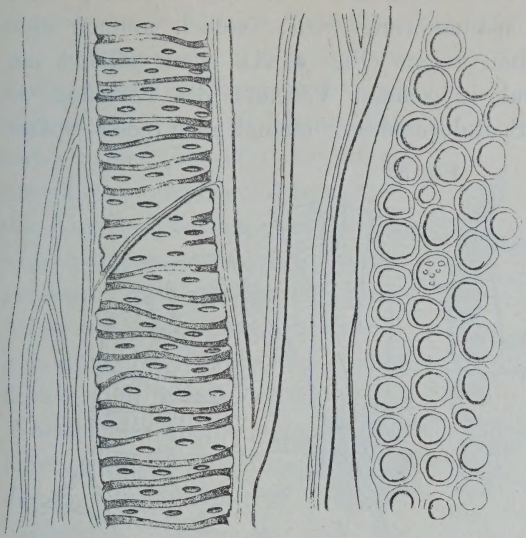
Vergrösserung 480. Querschnitt durch den Blattstiel von *Begonia hydrocotylefolia* mit an den Ecken verdickten Zellhäuten.

Fig. 36.

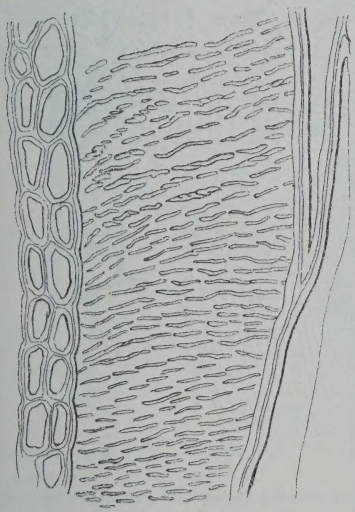


Vergrösserung 500. Blumenblatthaar einer *Loasa*. *e* die Oberhautzellen des Blumenblattes.

Fig. 37 *C.*



B



A

A. Vergrösserung 500. Poröse Zellen von *Ulmus americana.*

B. Vergrösserung 500. Längsschnitt durch das Holz von *Betula papyracea.*

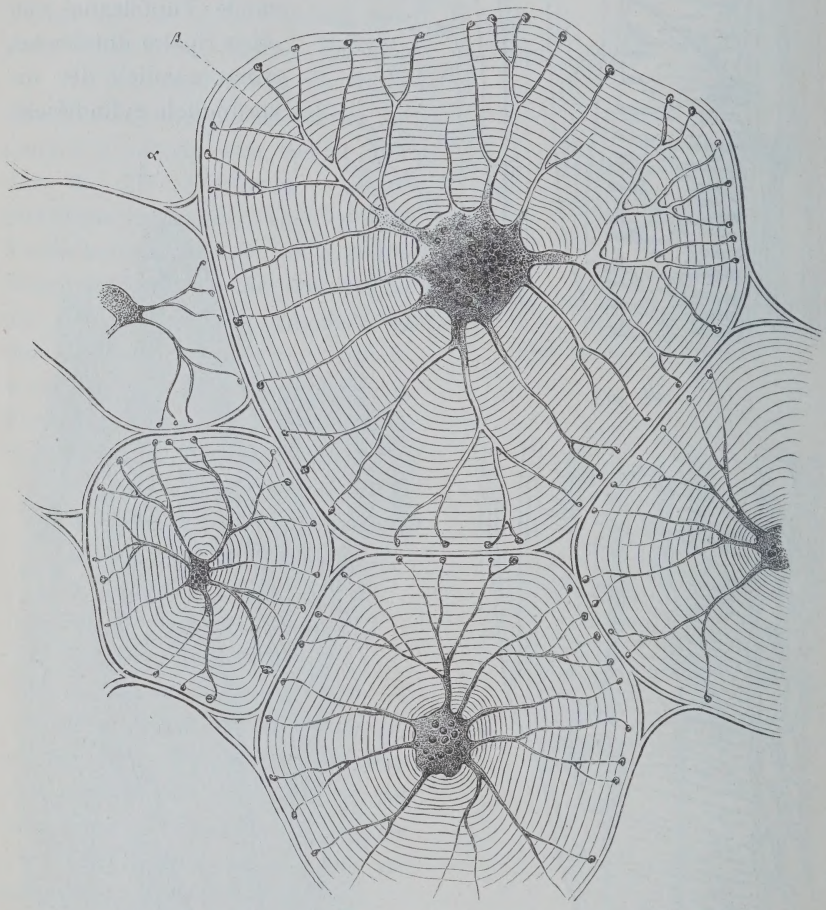
C. Vergrösserung 500. Tangentenschnitt durch das Holz von *Celtis australis.*

(Fig. 39); oft wechselt ihr Durchmesser auf kurzen Strecken ganz bedeutend (Fig. 40) [1]); oft erscheint auch in der Flächenansicht der runde Tüpfelcanal von einer Spalte durchsetzt, wenn nämlich der ursprünglich cylindrische

[1]) Bei geschichteten, von Tüpfelcanälen durchzogenen Zellhäuten erscheinen erstere ganz allgemein in den dichteren Membranschichten etwas eingeschnürt, in

Tüpfelcanal, bei weiterer Verdickung der Membran, sich nach einer Dimension sehr verengt, spaltenförmig wird; endlich können sich auch zwei gekreuzte Spalten zeigen (Fig. 41 *A*), wenn nämlich ein spaltenförmiger Tüpfelcanal in seinem Verlaufe die Richtung so ändert, dass der grössere Spaltdurchmesser einmal nach rechts, später

Fig. 38.



Vergrösserung 800. Zellen mit verzweigten Porencanälen aus der Steinschale von *Cocos nucifera*. (Querschnitt.)

nach links steht u. s. w. Oefter (*Morus*, *Laurus*, *Clematis*) vereinigen sich die Spalten mehrerer Tüpfel zu einer einzigen Spalte (Fig. 41 *B*); fast ausnahmslos ist ferner eine schraubenlinige, spiralige Anordnung derselben unverkennbar. Spaltenförmige Tüpfel (Fig. 37 *B*), oder solche,

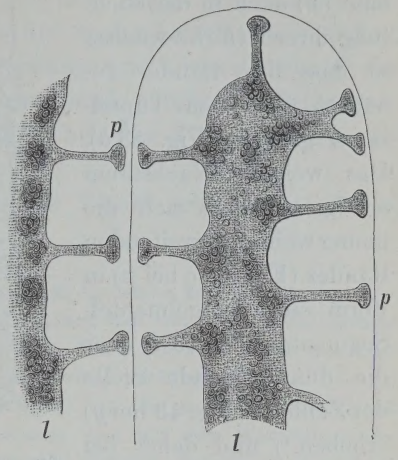
---

den weicheren etwas erweitert; so z. B. bei den Bastzellen der Chinarinden, Stamm von *Caryota urens*, primäre Rinde von *Acer pseudoplatanus*, Fruchtschale von *Celtis australis*, Steine der Winterbirnen etc.

die zwischen Spiralbändern liegen (Fig. 37 *C*), kommen ebenfalls vor, desgleichen V-förmige Gestalten (Fig. 41 *C*).

Poröse Zellen gehören zu den verbreitetsten im Pflanzenreiche; sie sind es, aus denen die harte Schale vieler Samen (Dattel), oder der sie umschliessenden Fruchthäute (Stein der Kirsche, Pflaume, des Pfirsichs) sich zusammensetzt[1]); sie bilden den grössten Theil der Holz- und Markzellen, überhaupt aller nicht fleischigen, saftleeren Gewebe und Organe, finden sich indess auch in den Wänden der Haare vieler Asperifolien, sowie an den Aussenwänden der Epidermiszellen vor. Von oben betrachtet, stellen sie sich wie Löcher in der Zellhaut dar.

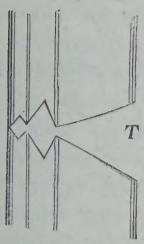
Fig. 39.



Vergrösserung 800. Zwei benachbarte Zellen aus dem Längsschnitte der Fruchtschale von *Phytelephas macrocarpa*. *l* das Zelllumen, *p* die T-förmigen Porencanäle, die sich häufig verzweigen. Durchmesser derselben im Mittel 0·0016mm.

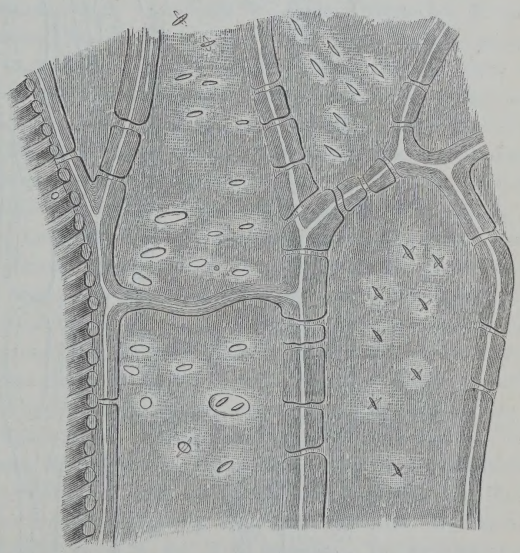
Die behofte Tüpfelzelle (Fig. 42) bildet sich, wenn bei weiterer Verdickung einer gewöhn-

Fig. 40.



Längsdurchschnitt einer getüpfelten Stelle der Wand einer Bastzelle aus einem alten Stamme von *Caryota urens*. Der Tüpfelcanal (*T*) zeigt drei trichterförmige Erweiterungen und plötzliche Einschnürungen. (Nach Hofmeister.)

Fig. 41 *A*.

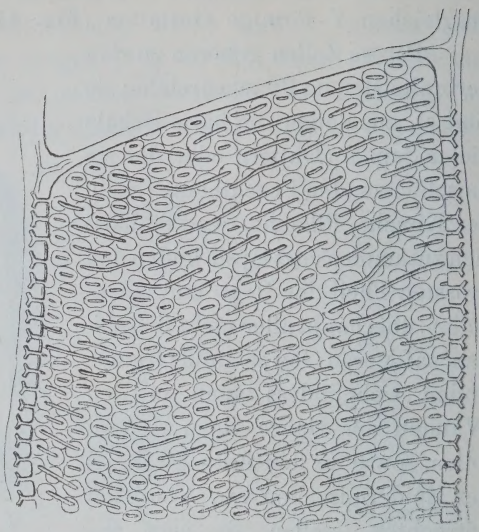


Vergrösserung 500. Längsschnitt durch das Holz von *Strelitzia augusta*.

[1]) Aeusserst complicirte Tüpfelcanäle finden sich in der Testa der Paranuss *(Bertholletia excelsa)*, sowie in der Samenschale vieler Magnolien. („*Ann. des sc.-nat.*“ 4. Serie, 34. Band.)

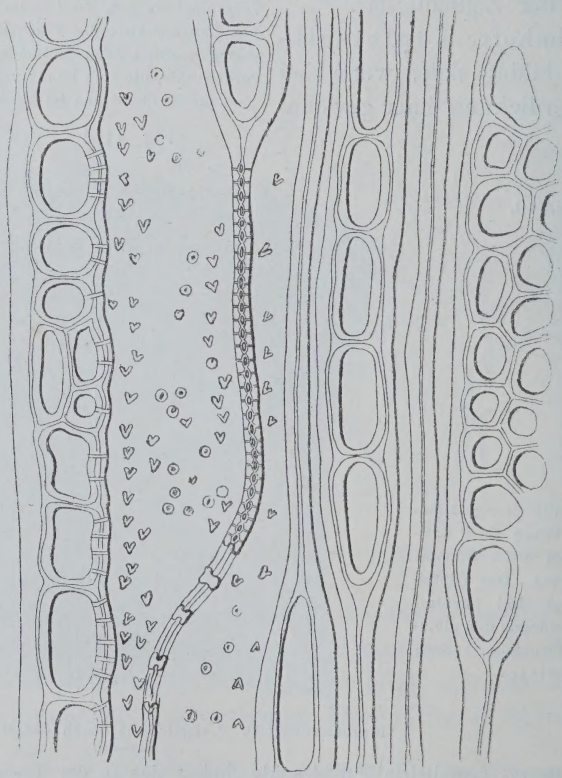
lichen grossporigen Zelle (Fig. 43 *a*), die innere Partie der verdickten Zellhaut (*x*) auch in der Richtung ihrer Fläche wächst, so dass ihre Ränder zunächst über den Tüpfelraum greifen (Fig. 43 *b*). Das weitere Wachsthum erfolgt so, dass sich die immer weitervorgreifenden Ränder (Fig. 43 *c* bei *x*) in Form eines Kugelmantel-Segmentes (Fig. 43 *d*) über die dünnbleibende Stelle der Zellhaut (Fig. 43 bei *y*) erheben [1]) und daher bei

Fig. 41 *B*.



Tangentenschnitt durch das Holz von *Gleditschia sinensis*.

Fig. 41 *C*.



Vergrösserung (*B* und *C*) 500. Tangentenschnitt durch das Holz von *Elaeodendron orientale*.

[1]) W. Hofmeister. „Die Lehre von der Pflanzenzelle", *pag.* 174.

der Flächenansicht (Fig. 43 *e*) als concentrische Ringe sichtbar werden. Meist wird die zarte, trennende Haut (*y*) bald resorbirt und es stehen die Zellen *A* und *B* in Communication (Fig. 43 *f*) [1]).

Die Form und Grösse dieser behoften Tüpfel ist äusserst verschieden [2]), sowohl was den Hof als die Spalte betrifft, beide liefern aber ein wichtiges Mittel zur Erkennung und Unterscheidung der Holzarten, in deren Gewebe sie vorwiegend auftreten. Beigesetzte Figuren sollen die wichtigsten Formen behofter Tüpfel veranschaulichen (Fig. 46, 47, 48 und 49).

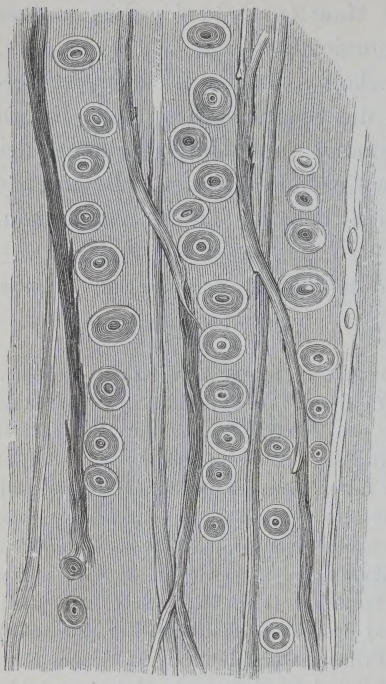
An Parenchymzellen sind behofte Tüpfel sehr selten (*Pinus*, *Melaleuca*).

---

[1]) Eine ganz verschiedene Darstellung hat in letzter Zeit Sanio gegeben. (Pringsheim's „Jahrb. f. wiss. Bot." IX, 73 ff.) Nach ihm entstehen in den anfangs glatten Wänden (Fig. 44 *a*) der Holzzellen von *Pinus sylvestris* durch theilweise Resorption der Membransubstanz weite, rundliche, verdünnte Stellen, die er „Primordialtüpfel" nennt (Fig. 44 *b*) und auf denen ein oder mehrere Hoftüpfel sich bilden können. Diese Verdünnungen vergrössern sich mit dem Wachsthume der Holzzellen (Fig. 44 *c*) und liegen oft so nahe neben einander, dass sie als Querleisten erscheinen (Fig. 44 *d*). Anfangs sind sie überall gleich dick (Fig. 45 *A a*), später verdickt sich ihr mittlerer Theil auffallend stärker (Fig. 45 *A* bei *b*) und stellt dann gleichsam eine kreisförmige Scheibe auf dem Primordialtüpfel dar (Fig. 44 *e*), die, wenn nur Ein Hoftüpfel sich auf dem Primordialtüpfel bildet, in dessen Mitte liegt. Die randartig auf der Primordialtüpfelwand hervortretende Hofgrenze bildet sich aus der primären Membran durch vermehrtes Wachsthum derselben in einer Kreislinie. Die erste Andeutung des Hofes hat die Form eines flachen, grossen Tüpfels, dessen Rand (Fig. 45 *A*, Zelle *c* bei *x*) ziemlich scharfwinkelig nach der Scheidewand hin abfällt, der sich aber bald von ihr entfernend, so lange nach Innen zu fortwächst, bis der Hof fertig ist (Fig. 45 *A* bei *d*, *e*). Nachdem diese primäre Hofmembran die Hälfte ihrer Länge erreicht hat, bildet sich die secundäre Haut (Fig. 45 *B*), die sich durch Chlorzinkjod dunkelviolett färbt. Beide, nach der Tüpfelöffnung keilförmig zugeschärft, wachsen nun vereint weiter (Fig. 45 *C*), bis das von ihnen umschlossene Loch die normale Verkleinerung erlangt hat. Dabei wächst die primäre Haut durch Intussusception noch beträchtlich in die Dicke und verholzt später. Durch stärkere Verdickung der secundären Membran wird die Tüpfelöffnung in einen Tüpfelraum verwandelt (Fig. 45 *D*). Auf dem Radialschnitte zeigen sich dem entsprechend als erste Andeutung des Hofes runde, zarte Kreise von einfachem Umrisse (Fig. 45 *E* bei *a*), die zunächst doppelt werden (Fig. 45 *E* bei *b*), worauf der innere Kreis immer weiter nach Innen rückt, bis er schliesslich die Grösse des Tüpfelcanales erlangt hat (Fig. 45 *F* bei *c* und *d*). Eine, bisher allgemein angenommene, Resorption der mittleren Scheidewand nach Ausbildung des Hoftüpfels findet nach Sanio nicht statt, wohl aber legt sich dieselbe im Frühjahrsholze gewöhnlich an eine Hofwandung an; im Herbstholze ist sie aber stets genau als halbirende Scheidewand in der Mitte sichtbar. Im Frühjahrsholze sind die Tüpfel zahlreicher und grösser als im Herbstholze, desgleichen nehmen sie in den verschiedenen Jahresringen nach aussen an Umfang zu.

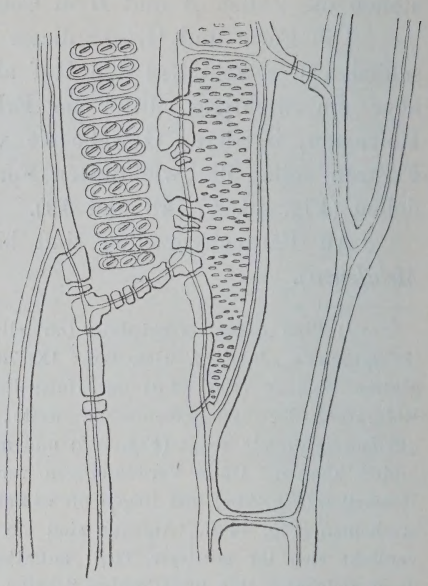
[2]) Runde Tüpfel haben z. B.: *Quercus*, *Fraxinus*, *Paulownia* etc.; breitgezogene: *Vitis*, *Betula*, *Platanus*, *Corylus* etc.

Fig. 42 *A*.



Vergrösserung 500. Längsschnitt durch das Holz von *Tsuga canadensis*.

Fig. 42 *C*.



Vergrösserung 500. Tangentenschnitt durch das Holz von *Ilex mucronata*, einfache und behofte Tüpfel zeigend.

Viel spärlicher als die Tüpfelzellen treten die Spiralfaser- (Fig. 50), die Netzfaser- (Fig. 51) und die Ringfaserzellen (Fig. 52) auf, charakterisirt dadurch, dass das Dickenwachsthum der Zellhaut beschränkt ist auf spiralig aufsteigende Bänder oder netzförmig verschlungene Leisten, oder aber in Form von geschlossenen Ringen erfolgt. Richtung und Zahl der Spiralen, sowie Grösse und Form der Netzmaschen zeigen da die grösste Mannigfaltigkeit. — Man findet diese Zellen vorwiegend im Gewebe der Antherenwände [1]), der Rinde von Farnen und Orchideen; zerstreut im Blattgewebe vieler Orchideen, in Samenhäuten, im Holze vieler Bäume, bei den Schleuderzellen (*Elateren*) der Moose u. s. w. Nicht selten (*Cacteen*) sind die entwickelten Spiralbänder ganz eigenthümlich in die Breite gezogen (Fig. 50 *B*).

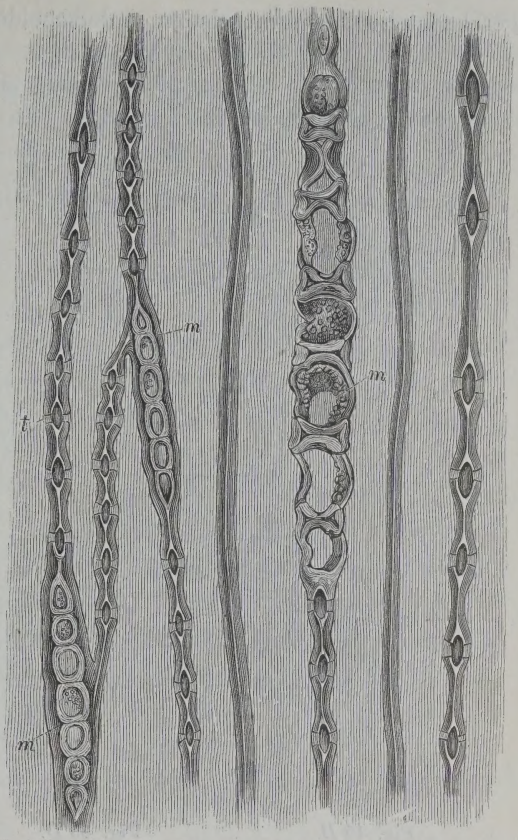
Treppenzellen (Fig. 53) entstehen, wenn die Verdickung der Wand meist prismatisch gestalteter Zellen in Leisten erfolgt, welche unter einander ganz oder nahezu parallel sind. Sie finden

[1]) J. Purkinje. „*De cellulis antherarum fibrosis.*“ 4°. 1830. *cum* 18 *tab.*

sich im Holze des Weinstockes, im Stamme der Farne, und zwar oft von wunderbarer Regelmässigkeit.

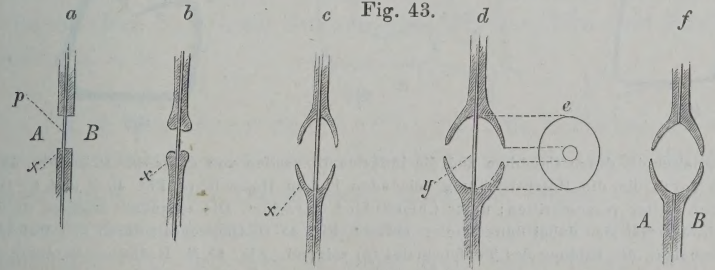
In allen bisher betrachteten Fällen erfolgte die Verdickung (Wachsthum) der Zellhaut an derselben Zelle stets nach Einem Typus; die successive abgelagerten Spiral- oder Netz- oder Sieb-Lamellen passen alle so genau auf einander, dass das Ganze wie eine einzige Schichte sich darstellt. Nicht selten kommt es indess vor, dass der Charakter der auf einander folgenden Schichten wechselt, indem sich die Zellhaut anfangs z. B. gleichmässig, später spiralig verdickt (Fig. 66), wie bei den Oberhautzellen vieler Samen und Früchte (*Salvia, Collomia*) [1]). Oder aber die Verdickung erfolgt anfangs porös und später in Form von Spiralbändern (Fig. 54 *A, B, C*). In diesem

Fig. 42 *B*.



Vergrösserung 500. Tangentenschnitt durch das Holz von *Tsuga canadensis*. *t* die behoften Tüpfel. *m* die Markstrahlen.

Fig. 43.



Vergrösserung 700. *a* bis *f* successive Bildung des Hoftüpfels zwischen den beiden Zellen *A* und *B*. *y* ist die gemeinsame primäre Zellhaut; die Verdickungsschichten (*x*) sind schraffirt; in *p* der Porus. *e* Flächenansicht des behoften Tüpfels. (Halbschematisch.)

[1]) Die gleichmässig verdickte Partie kann man als secundäre, die spiralig verdickte als tertiäre Zellhaut auffassen; durch Behandlung mit Chromsäure lässt

wie in dem früheren Falle kann man eigentlich drei in einander geschachtelte Membranschalen unterscheiden: 1. die zarte, äussere

Fig. 45 *A*.

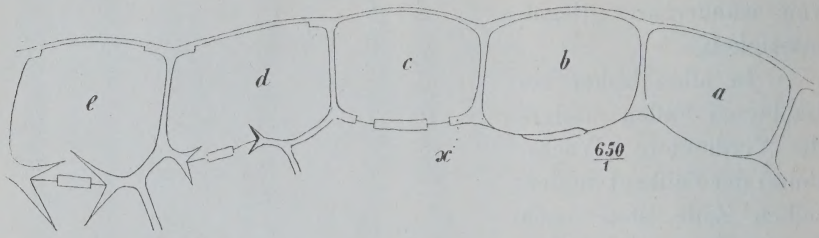


Fig. 44.

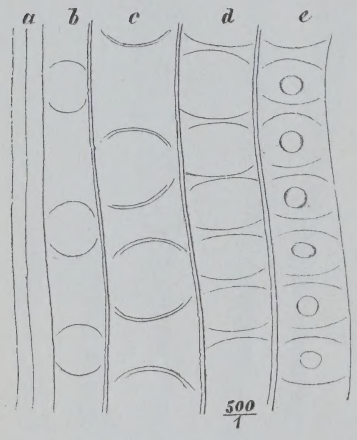


Fig. 45 *B*.

Fig. 45 *E*.

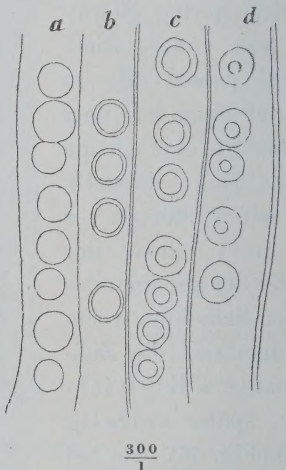
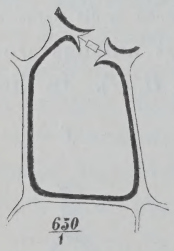


Fig. 45 *C*.



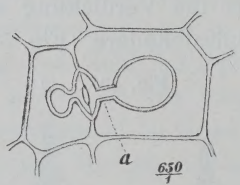


Fig. 45 *D*.

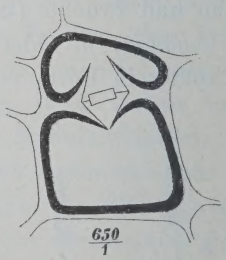
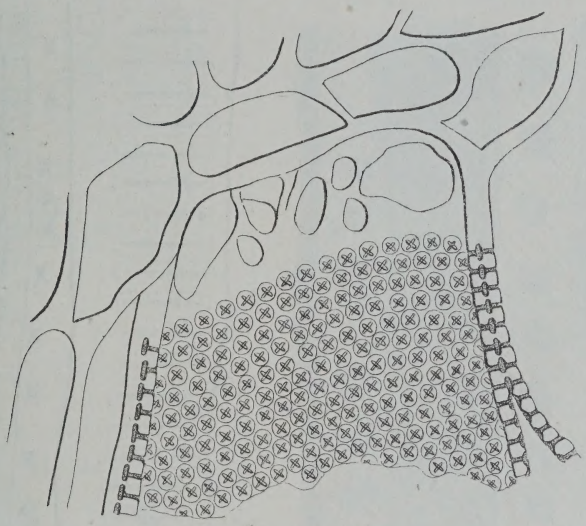


Fig. 44. Radialschnitt durch Cambium und die jüngsten Holzzellen von *Pinus sylvestris*. Fig. 45 *A*. Querschnitt durch die die Hofentwicklung zeigenden jungen Holzzellen. Fig. 45 *B* und *C*. Desgleichen noch weiter vorgeschritten; unter Chlorzinkjod betrachtet. Die secundäre Zellhaut (in den Figuren schwarz) hat sich dabei dunkelviolett gefärbt. Fig. 45 *D*. Querschnitt durch den Hoftüpfel eines Herbstholzes, die Bildung des Tüpfelcanales (*a*) zeigend. Fig. 45 *E*. Radialschnitt durch das junge Holz, die successive Tüpfelbildung zeigend. (Nach Sanio.)

sich erstere öfters entfernen, wobei dann letztere allein zurückbleibt. Die secundären Hautschichten sind bei den erwähnten Samen und Früchten äusserst quellbar und schnellen bei Befeuchtung mit Wasser, indem sie die primäre Zellhaut sprengen, als Gallertschlauch hervor. (Siehe §. 8.)

primäre Zellhaut, 2. die gleichmässig oder porös verdickte secundäre und 3. die spiralig verdickte innerste Zellhaut, welche man tertiäre Membran genannt hat. Die Verbindung von porösen Hautschichten mit spiralig verdickten kommt bei den Holzzellen vieler Coniferen (*Taxus*) und anderer Laubbäume (*Tilia*) vor; man hat diese Zellen Tracheiden genannt.

Fig. 46 *A*.



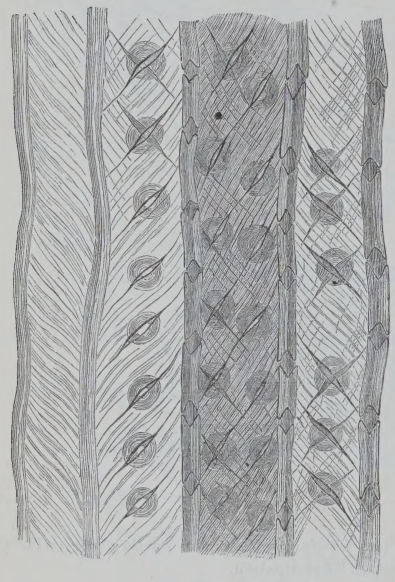
Vergrösserung 500. Längsschnitt aus dem Holze von *Bassia longifolia*, die Partie einer Gefässzelle zeigend, mit gekreuzten Tüpfelspalten.

Sehr häufig zeigen auch die verschiedenen Wände einer und derselben Zelle total verschiedene Verdickung, meist da, wo sie mit den verschieden verdickten Wandungen von Nachbarzellen in Berührung sind. Fast ausnahmslos bei den die Gefässzellen trennenden Querwänden (Fig. 55); beim Zusammentreffen von Holz- und Markstrahlenzellen u. s. w.

§. 7. Structur der Zellhaut. Alle Zellhäute von nur etwas grösserer Dicke erscheinen geschichtet, d. h. sie zeigen sich unter dem Mikroskope (ihrem Durchmesser nach) aus Lagen verschiedener Brechbarkeit zusammengesetzt. Oft zeigen sich nur wenige Schichten (Fig. 56) und da meist drei; eine mittlere weichere und je eine äussere und innere dichtere Schicht z. B. bei fast allen Holzzellen. Oft sind aber äusserst zahlreiche (50—100 und mehr) Schichten vorhanden (Fig. 5, Fig. 34), die nicht selten bereits beim Schneiden (Anfertigen) des Präparates sich theilweise von einander trennen,

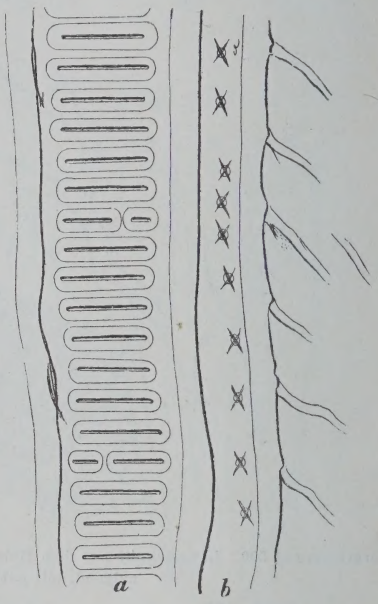
und durch Anwendung von Chromsäure (auch Kupferoxyd-Ammoniak [1]), auch dort sichtbar gemacht werden können, wo sich die Zellhaut ohne Behandlung mit dem Reagens scheinbar völlig homogen präsentirt. Die Schichtung wird, wie Naegeli [2]) zuerst mit aller Schärfe nachwies, hervorgebracht durch den verschiedenen Wasser-

Fig. 46 *B*.



Vergrösserung 500. Gekreuzte, spaltenförmige Tüpfel aus dem Holze von *Taxodium distichum*.

Fig. 47.



Vergrösserung 500. Längsschnitt aus dem Holze von *Punica Granatum*. Bei *a* sehr langgezogene Tüpfel, bei *b* sehr kleine mit gekreuztem Spalt.

gehalt der Zellhaut, der nur in der Jugend gleichmässig in ihr vertheilt ist. Beim Dickerwerden der Membran wird ein Abwechseln oder Zerfallen derselben in wasserreiche und wasserarme Schichten oder Lagen bemerkbar, welche mit der Dicke der Zellhaut an Zahl zunehmen. Immer aber wird sowohl die äusserste als die innerste Schicht der Zellhaut als eine wasserarme sich darstellen.

Viele (wohl alle) Zellhäute erscheinen ausserdem gestreift; ihre Fläche zeigt sich unter dem Mikroskope von zahlreichen, meist

---

[1]) A. Weiss und J. Wiesner. „Sitzungsberichte der Wiener Akademie." Band 44. 1861.

[2]) „Sitzungsberichte der Münchener Akademie." 1864. (Ueber den inneren Bau der vegetabilischen Zellmembranen.)

parallelen, selten verzweigten Linien durchzogen, die auch im Querschnitte häufig als Radiallinien die Schichtung durchsetzen. Diese Linien verlaufen entweder parallel der Längsaxe der Zelle (*Cladophora fracta*), oft als gewellte Streifen auftretend (*Characeen*), oder geneigt zur Längsaxe, unter Winkeln von 10°—90° aufsteigend.

Fig. 48 *A*.

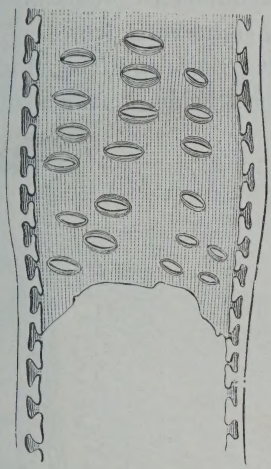


Fig. 48 *B*.

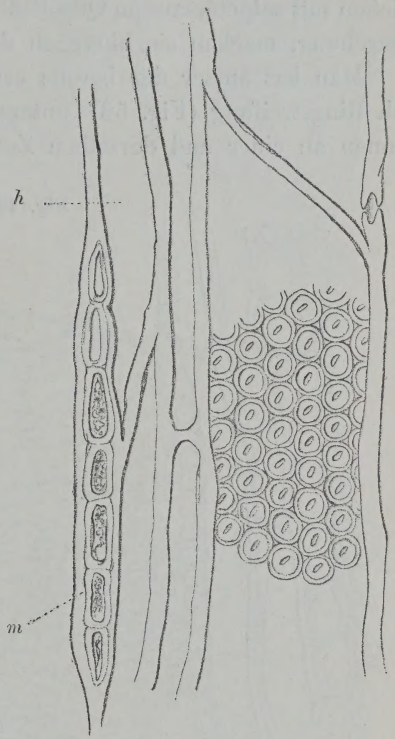
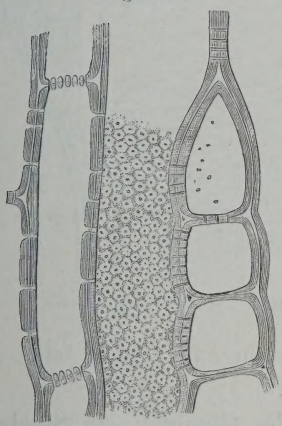


Fig. 48 *C*.



Vergrösserung aller Figuren 500.

Fig. 48 *A*. Längsschnitt aus dem Holze von *Punica Granatum* mit zerstreuten linsenförmigen Tüpfeln.

Fig. 48 *B*. Tangentenschnitt durch das Holz von *Populus balsamifera*, ein Gefässstück mit runden gedrängten Tüpfeln zeigend. *m* Markstrahl. *h* Holzzellen.

Fig. 48 *C*. Längsschnitt durch das Holz von *Swietenia Mahagoni*.

Meist sind mehrere sich kreuzende Streifensysteme vorhanden (bei Holzzellen oft vier), dabei in der Regel Eines kräftiger ausgeprägt als die anderen (Fig. 57). Die Breite dieser Streifen beträgt selten mehr als 2—4 μ; die kräftiger hervortretenden sind ausnahmslos breiter als die schwächeren [1]).

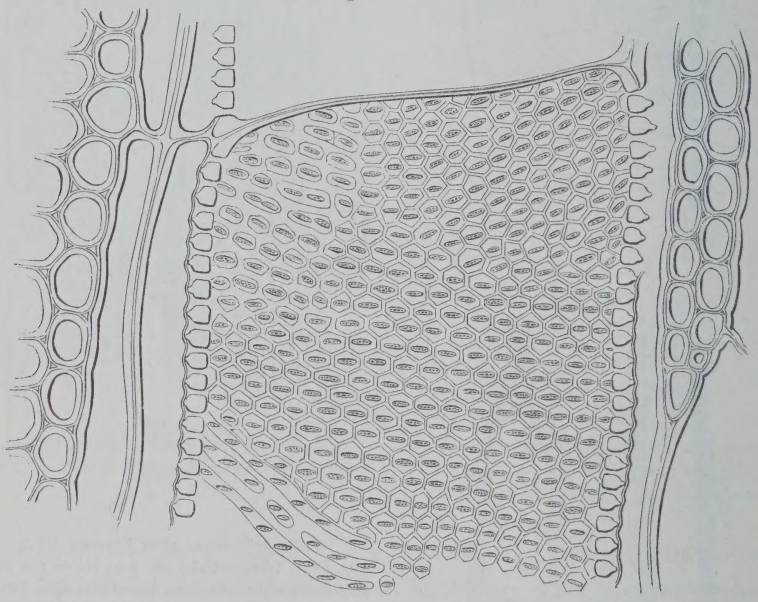
[1]) Die Streifung der Zellhaut wurde von Mohl (1836) an den Bastzellen von *Vinca minor* entdeckt; Meyen (1837), Agardh (1852), Crüger (1854) u. A. schlossen

Auch die Streifung ist, wie Naegeli zeigte, eine Folge des verschiedenen Wassergehaltes der Zellhaut ihrer Fläche nach. Es zerfällt dieselbe also auch in dieser Richtung in wasserärmere und in wasserreichere Partien.

Bei Austrocknung der Zellhaut verschwindet die Streifung; Behandlung mit Schwefelsäure oder Kupferoxyd-Ammoniak, desgleichen mit salpetersaurem Quecksilber-Oxydul oder Chromsäure, auch Quetschung, machen sie hingegen deutlicher hervortreten.

Man hat ausser der bereits erwähnten Spiralstreifung (Fig. 57) auch Ringstreifung (Fig. 58) unterschieden, beide kommen oft zusammen an einer und derselben Zellhaut vor.

Fig. 48 *D*.



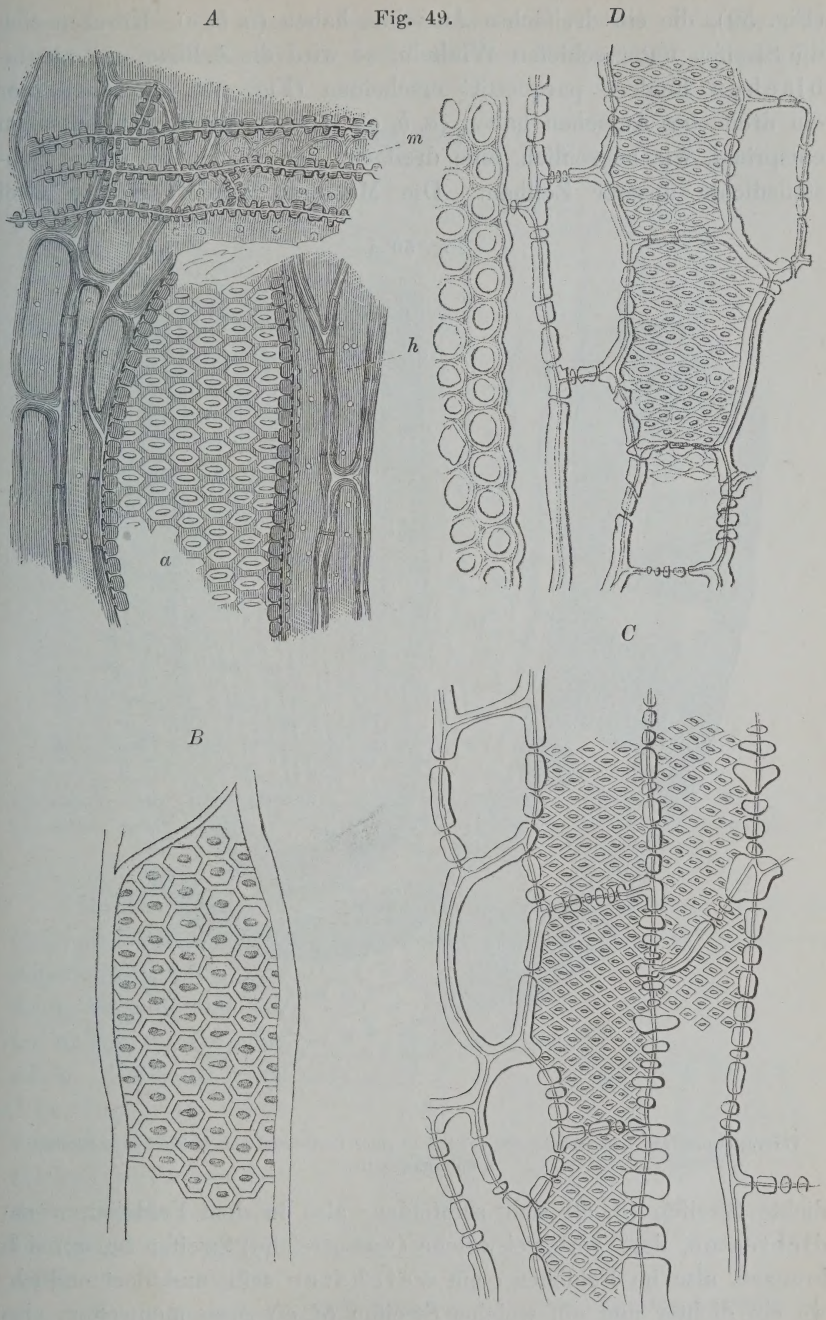
Vergrösserung 500. Tangentenschnitt durch das Holz von *Parkia biglandulosa*.

Schichtung und Streifung bedingen, vereint, eine ganz bestimmte Structur pflanzlicher Zellhäute.

Denken wir uns zur Erläuterung des Gesagten ein Stückchen einer Zellhaut herausgenommen, bei welcher zwei Streifensysteme vorkommen, die sich senkrecht auf einander schneiden. Stellen wir die wasserarmen (dichten) Partien (Streifen) schraffirt dar, die wasserreichen (weichen) nicht schraffirt, so wird die Zellhaut von der Fläche gesehen aus lauter quadratisch rechteckigen Felderchen bestehen

aus ihr fälschlich auf eine Zusammensetzung der Zellhaut aus Primitivfasern; erst Naegeli (1862) hat die wahre Ursache derselben klar dargelegt.

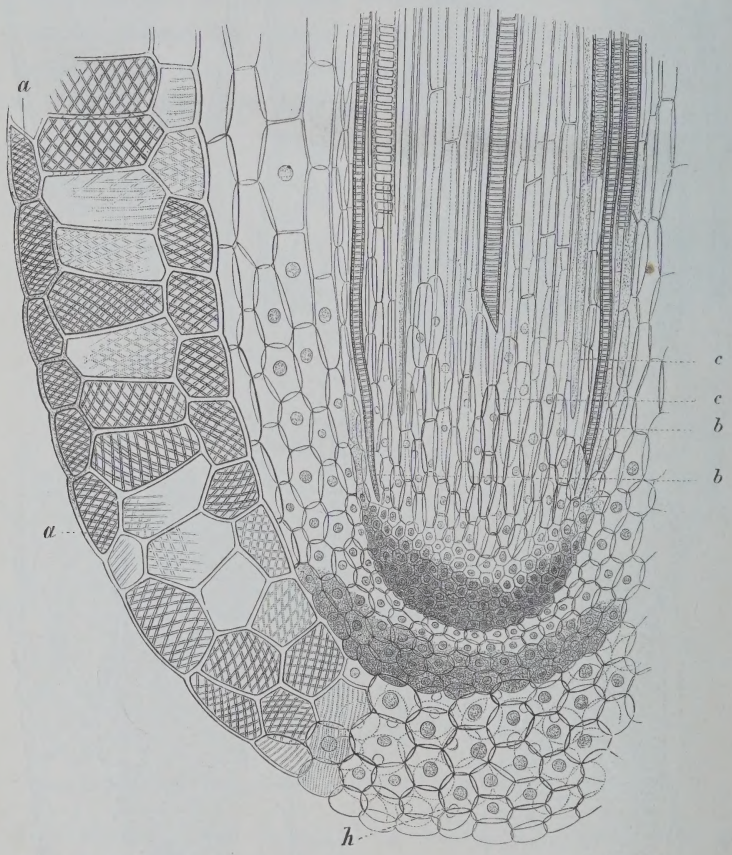
Fig. 49.



Vergr. aller Fig. 500. Fig. 49 *A*. Längsschnitt durch das Holz von *Tamarindus indica*. In *a* ein Gefässstück mit polyedrischen (sechseckigen) Porenhöfen, *m* Markstrahl, *h* Holzzellen. Fig. 49 *B*. Ein Gefässstück aus dem Holze der *Salix nigra* mit polyedrischen Tüpfeln. Fig. 49 *C*. Längsschnitt durch das Holz von *Cerbera borbonica*. Fig. 49 *D*. Tangentenschnitt durch das Holz von *Haematoxylon campechianum*.

(Fig. 59), die ein dreifaches Aussehen haben (*a*, *b*, *c*). Kreuzen sich die Streifen unter schiefen Winkeln, so wird die Zellhaut mit rhombischen Feldern parquettirt erscheinen (Fig. 60), die auch hier ein dreifaches Aussehen haben (*a*, *b*, *c*). Diesem dreifachen Aussehen entspricht, wie begreiflich, eine dreifache Verschiedenheit in der Substanzdichte unserer Zellhaut. Die Membran wird dort, wo zwei

Fig. 50 *A*.



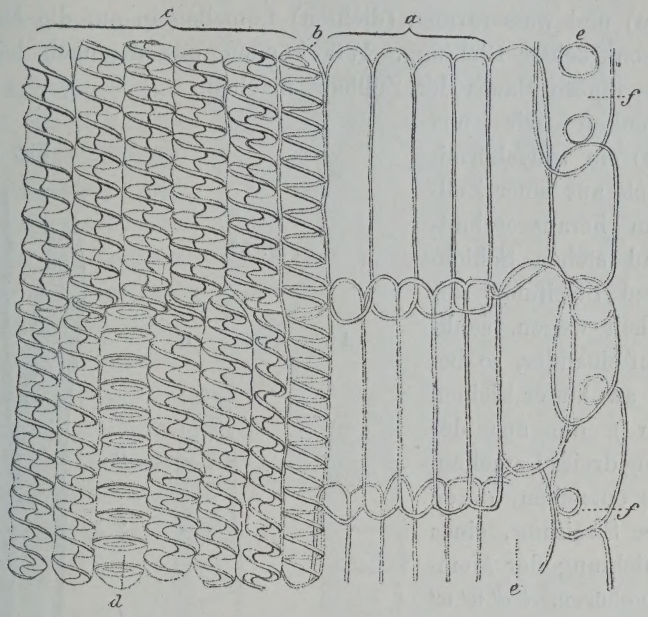
Vergrösserung 753. Längsschnitt aus der Spitze einer Luftwurzel von *Epidendron cochleatum*. *a* Spiralfaserzellen.

dichte Streifen (*d*, *d'*) sich schneiden, also in dem Feldchen *a* am dichtesten, dort, wo zwei weiche (wasserreiche) Streifen (*w*, *w'*) sich kreuzen, also im Feldchen *c* am weichsten sein, und dort endlich, wo ein dichter und ein weicher Streifen (*d*, *w*) zusammentreffen, also in *b*, Stellen einer mittleren Dichte darbieten.

Das gilt natürlich nur, wenn die beiden sich kreuzenden Streifensysteme einander ganz gleich sind. In diesem Falle wird demnach

die Zellhaut nach der Richtung ihrer Fläche aus Areolen von drei verschiedenen Dichtigkeitsgraden bestehen müssen.

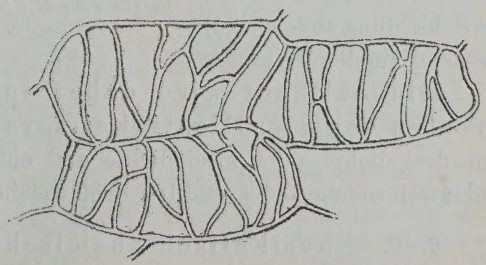
Fig. 50 *B*.



Längsschnitt durch das jugendliche Gewebe von *Echinocactus Courantii*. *c* junge, aber bereits völlig ausgebildete Spiralfaserzellen, *b* noch nicht ganz entwickelte, *a* noch jüngere desgleichen, noch ohne Spur von Spirale. *d* eine Ringfaserzelle, *f* junge Rindenzellen.

Haben die beiden sich kreuzenden Streifensysteme nicht die gleichen Dichtigkeits-Verschiedenheiten, was wir (Fig. 61) durch verschieden kräftige Schraffirung derselben andeuten wollen, so wird eine solche Zellhaut aus Areolen von vier verschiedenen Dichtigkeitsgraden bestehen, welche durch die Felderchen *a*, *b*, *c* und *d* repräsentirt erscheinen; es wird hier selbstverständlich die Streifung in der Richtung *d' d'* und *w' w'* deutlicher hervortreten, als die nach *d'' d''* und *w'' w''*. Das Gleiche (nämlich Prävaliren des

Fig. 51.



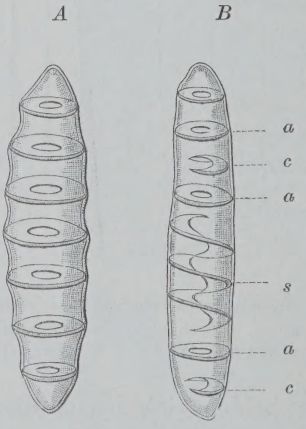
Vergrösserung 300. Netzfaserzellen aus dem Staubbeutel eines *Ornithogalums*.

einen Streifensystems) würde aber auch statthaben müssen, wenn die beiden Streifensysteme zwar aus gleichen Dichtigkeits-Verschiedenheiten, aber aus ungleich breiten Lamellen beständen.

Wie wir gesehen (S. 38), beruht aber auch die Schichtung pflanzlicher Zellhäute auf einem Abwechseln von wasserreichen (weichen) und wasserarmen (dichten) Lamellen in auf die Membranfläche senkrechter Richtung. Wir können uns demnach leicht ein Bild des innern Baues der Zellhaut machen.

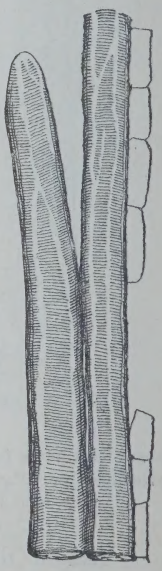
Denken wir uns (Fig. 62) ein würfelförmiges Stück aus einer Zellmembran herausgeschnitten, und stehen Schichtung und Streifung, der Einfachheit wegen, senkrecht auf einander, so besteht es aus lauter kleinen Würfeln [1]), die aus der Kreuzung dreier Lamellen-Systeme entstehen, deren zwei der Streifung, eines der Schichtung der Membran angehören. d' d' w' w' ist das eine (senkrecht zur Papierebene stehende), $d_{,,,}$ $d_{,,,}$ $w_{,,,}$ $w_{,,,}$ das zweite (parallel der Papierfläche liegende), und $d_{,,}$ $d_{,,}$ $w_{,,}$ $w_{,,}$ das dritte (in der Figur perspectivisch gezeichnete und der Schichtung angehörige) dieser Lamellen-Systeme.

Fig. 52.



Ringfaserzellen von *Mamillaria quadrispina*. Die Zelle in *b* zeigt den Uebergang des flachen Spiralbandes *s* durch *c* in die Ringfaser *a*.

Fig. 53.



Vergrösserung 200. Treppenzellen aus dem Stengel von *Lycopodium complanatum*.

Die Zellhaut wird daher in ihrer Totalität aus Areolen von vier Dichtigkeitsgraden bestehen, je nachdem drei dichte, oder zwei dichte und eine weiche, oder eine dichte und zwei weiche, oder endlich drei weiche Lamellen sich schneiden.

§. 8. Physikalisch-chemische Eigenschaften der Zellhaut.

a) Quellung und Lösung der Zellhaut. Die oben (S. 36) erwähnte Eigenthümlichkeit mancher Zellhäute, bei Berührung mit

[1]) Oder Rhomboëdern bei schiefer Streifung.

Wasser zu einer Gallerte aufzuquellen, ist eine ziemlich verbreitete; sie beruht auf der allgemeinen Eigenschaft der pflanzlichen Zellmembran, bei Flüssigkeitsaufnahme (Imbibition) ihr Volum zu vergrössern, zu quellen, bei Flüssigkeitsabgabe dasselbe zu verkleinern, zu schrumpfen. Diese Flüssigkeits- (Wasser-) Aufnahme erfolgt aber sehr leicht, da die Zellhaut eine sehr mächtige Anziehungskraft auf Wasser ausübt, die desto mehr steigt, je trockener die Zellhaut ist. Ausgetrocknete Membranen entziehen selbst einer

Fig. 54 *B.*

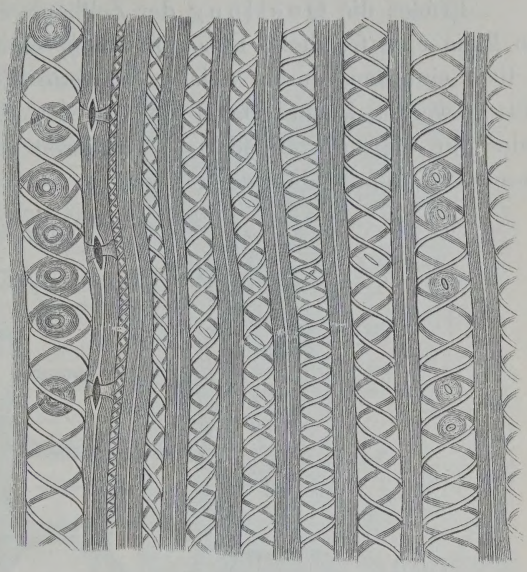


Fig. 54 *C.*

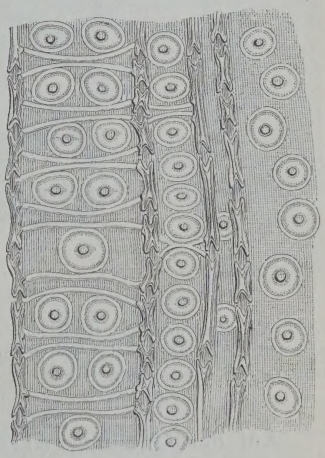


Fig. 54 *A.*

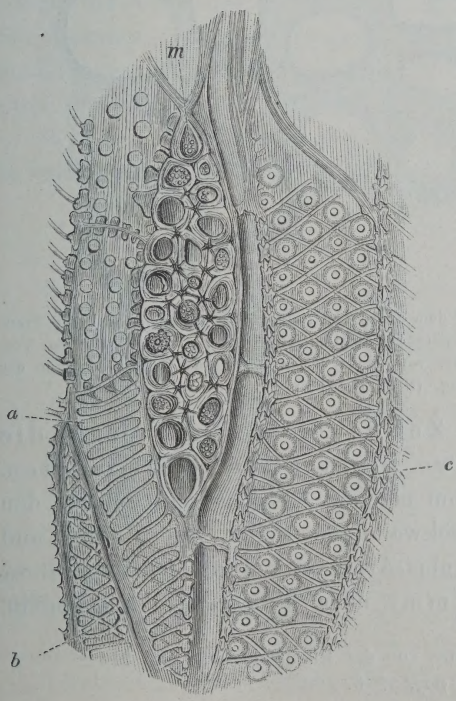


Fig. 54 *A.* Vergrösserung 500. Tangentenschnitt durch das Holz von *Ulmus americana*, in *a* einfache, in *b* doppelte Spiralen, in *c* Spiralen und Tüpfel zeigend, *m* ein Markstrahl.

Fig. 54 *B.* Vergrösserung 500. Längsschnitt durch das Holz von *Taxus baccata*, Tüpfel und Spiralbänder zeigend.

Fig. 54 *C.* Vergrösserung 500. Tüpfel mit Spiralbändern aus dem Holze von *Taxodium distichum*.

ziemlich concentrirten Glycerinlösung noch Wasser und quellen dabei auf, während dieselbe Lösung lebende Zellhäute durch Wasserentziehung zum Schrumpfen bringt [1]).

Erfolgt die Quellung der Zellhäute in hervorragender Weise, so kann eine förmliche Desorganisation, eine Stoffmetamorphose derselben eintreten, durch welche die feste Membran halbflüssig oder flüssig werden kann. Dabei sind es entweder alle Zellhautschichten oder nur die äusseren oder die mittleren oder die inneren, welche besonders auffallende Quellung zeigen.

Fig. 55. Fig. 56.

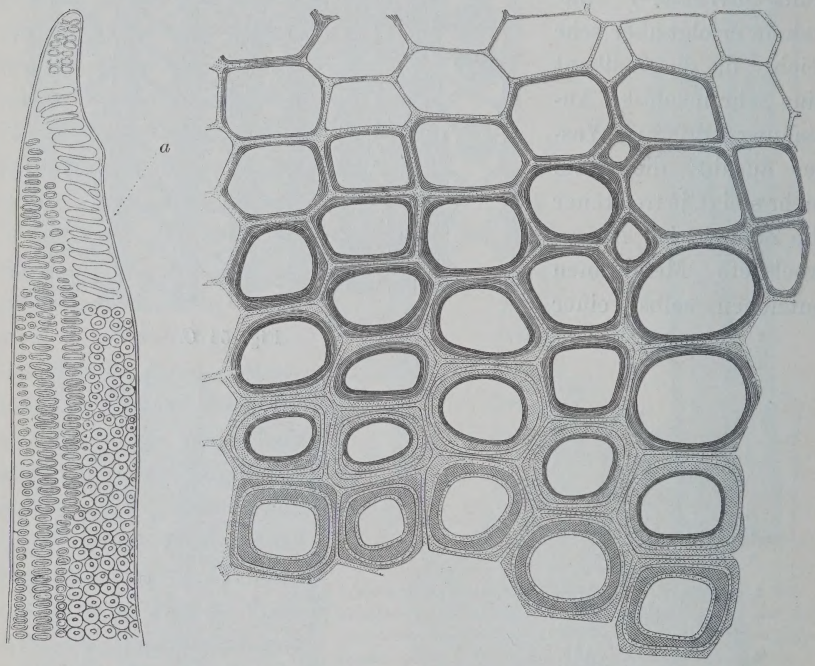


Fig. 55. Vergrösserung 400. Gefässzelle aus dem Holze von *Platanus occidentalis*. Bei *a* die Trennungswand zweier Gefässzellen mit weiten, später resorbirten Poren. (Nach Unger.) Fig. 56. Vergrösserung 650. Querschnitt durch das Holz von *Pinus sylvestris* im successiven Stadium der Verholzung. (Nach Sanio.)

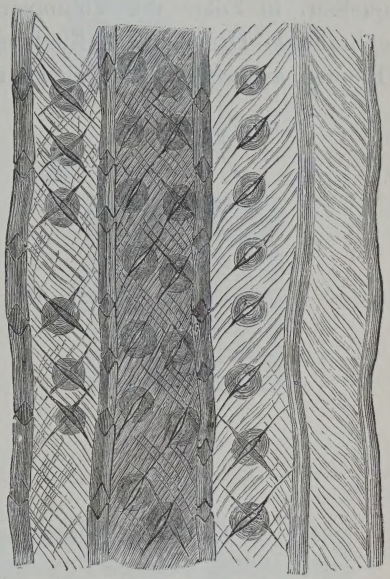
Auf der Quellung aller Zellhautschichten beruht die Bildung der Mehrzahl, wo nicht aller Gummi-Arten. Mohl [2]) hat zuerst mit der ihm eigenen Klarheit und Schärfe den Nachweis geliefert, dass die dickwandigen Zellen des Markes und der Markstrahlen vieler Axtragalus-Arten sich durch Quellung ihrer Membranen in Traganthgummi oder Traganth umwandeln,

[1]) W. Hofmeister. „Die Lehre von der Pflanzenzelle." *pag.* 214.

[2]) „Botanische Zeitung", 1857, *pag.* 32 ff.

der bekanntlich zu einer bestimmten Zeit freiwillig aus den Pflanzen fliesst. — Die Markzellen des jungen Stengels sind polyedrisch, fest aneinander schliessend und zeigen mässig verdickte, in Wasser nicht quellende Membranen. An älter gewordenen sind die Zellhäute dicker, geschichtet und sehr quellbar geworden, so zwar, dass sich, unter Wasser gebracht, die einzelnen Zellen mehr oder weniger von einander lostrennen, indem sie kugelförmig anschwellen. Während der Regenzeit tritt nun Wasser in das Innere des Markes, die Zellhäute quellen sehr rasch und mächtig und ihre äussersten Schichten fliessen zu einer mehr oder weniger gleichförmigen schleimigen Masse zusammen, wobei öfter (selbst an bereits ausgeflossenem Gummi) die inneren Membranschichten noch ganz intact sein können. Endlich wird Holz und Rinde gesprengt und die gequollenen Zellhäute treten als Traganthgummi durch den Riss (Fig. 67).

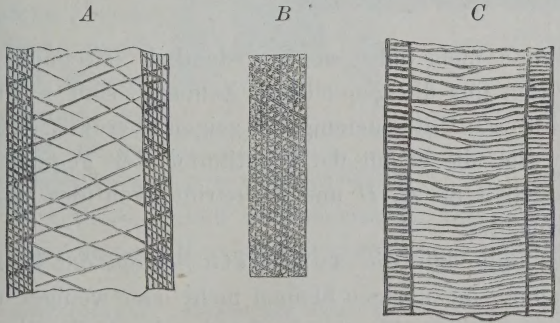
Fig. 57.



Vergrösserung 500. Spiralstreifung der Holzzellen von *Taxodium distichum*.

Wigand zeigte dasselbe für die Bildung des Kirschgummi's[1]). Wie bekannt, treten aus der Rinde von Kirschbäumen, doch auch von

Fig. 58.



Vergrösserung 550. Holzzellen der Fichte mit Spiral- und Ringstreifung der Membran. *A* eine dünnwandige in verdünnter Schwefelsäure liegend; von den Ringstreifen treten einzelne schärfer hervor. *B* Membran einer dickwandigen in stärkerer Säure. *C* die Zelle *A* um 90° gedreht. (Nach Naegeli.)

[1]) Pringsheim's „Jahrbücher für wiss. Botanik". III., *pag.* 136 ff.

Pflaumen-, Mandel- und Aprikosenbäumen häufig halbkuglige oder nierenförmige, an der Luft erhärtende, oft beträchtlich grosse, bernsteinähnliche Stücke dieses Gummi's hervor. Es bildet sich zum grössten Theile in der Rinde, doch auch im Holze dieser Bäume dadurch, dass die Zellhäute bestimmter Gewebspartien gallertig aufquellen, in Folge der Volumvergrösserung und des dadurch hervorgebrachten Druckes das Rindengewebe sprengen, und in Form von Tropfen austreten. An nahezu allen Gummi-Arten kann man unter

Fig. 59.

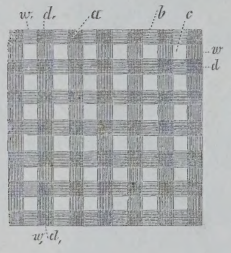


Fig. 61.

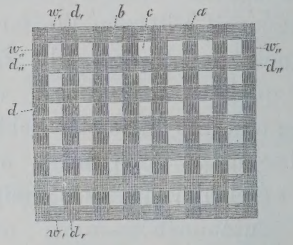


Fig. 60.

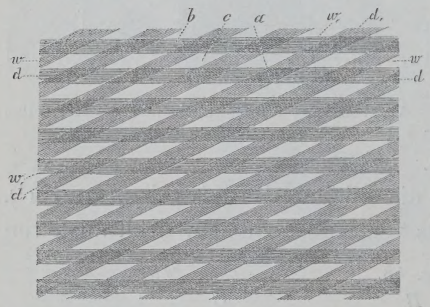
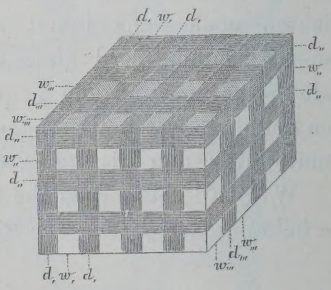


Fig. 62.



dem Mikroskope mehr oder weniger deutlich erkennen, dass diese Tropfen factisch nur die gequollenen Zellhäute sind [1]) (Fig. 63).

Rochleder's Untersuchungen [2]) zeigen überdiess, dass in keinem dieser Fälle sich die chemische Constitution der gequollenen Häute, was Procentgehalt an *C*, *H* und *O* betrifft, von der ungequollenen Haut unterscheidet.

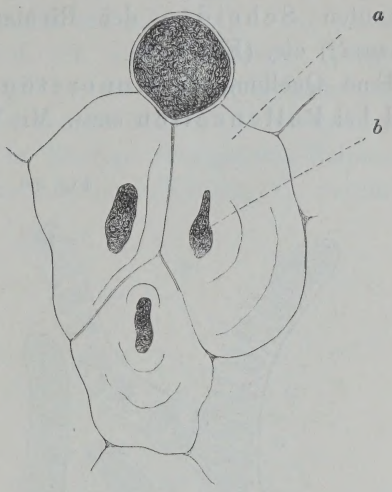
Häufig quillt nur die äusserste Schicht der Zellhaut durch Wasseraufnahme, die übrigen bleiben mehr oder weniger ungeändert; das ist bei einzelligen Algen sehr häufig der Fall; die sogenannte Hüllhaut derselben ist meist die gequollene äusserste Hautschicht

[1]) J. Wiesner. „Die technisch verwendeten Gummi-Arten etc." Erlangen 1869.

[2]) „Phytochemie." Leipzig 1854, *pag.* 349 ff.

(Fig. 64). Auch die Gallertmasse, in welcher viele Fadenalgen (*Hydrurus*) liegen, die sogenannte Intercellular-Substanz der Gallertflechten, das Abheben der Cuticula bei manchen Köpfchenhaaren (Fig. 65) etc. sind Beispiele von gallertig gequollenen äusseren Membranschichten.

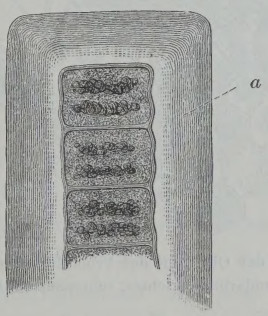
Fig. 63.



Vergrösserung 400. Gummi der *Moringa pterygosperma Gärt.* in Wasser präparirt. *a* die quellende Zellhaut, *b* gefärbter, in Wasser unlöslicher Zellinhalt. (Nach Wiesner.)

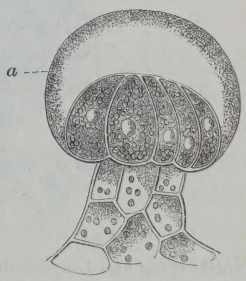
Noch häufiger quellen die mittleren Membranschichten (secundäre Zellhaut). Darauf beruht z. B. die Bildung des Lein- und Quittenschleimes. Die Mittelschichten der Epidermiszellen der Samen quellen da bei Wasserzutritt zu einer Gallerte auf, zersprengen die äusserste nicht quellbare Hautlamelle (*Cuticula*) und umhüllen als schleimige Masse die Samen [1]). Das Gleiche zeigen die Oberhautzellen mehrerer Samen (von *Acanthaceen, Cruciferen* und *Polemoniaceen*) und Früchte (*Salvia* etc.), bei denen durch Benetzen mit Wasser, nach Zerreissung der primären Haut, die gequollenen secundären Schichten als Gallertschlauch hervorschiessen. Diese Gallertschläuche erscheinen während ihres Hervorquellens spiralig geschichtet [2]) (Fig. 66),

Fig. 64.



Vergrösserung 500. Ein Stück der *Desmidiacee Hyalotheca dissiliens.* *a* die sogenannte Hüllhaut.

Fig. 65.



Vergrösserung 300. Blüthenstielhaar von *Cannabis sativa.* Durch Membranquellung hat sich die Cuticula blasenartig abgehoben.

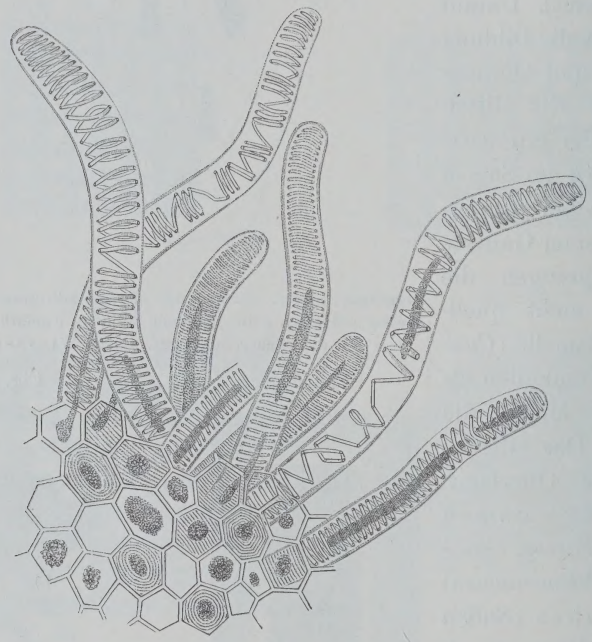
[1]) W. Hofmeister: „Bericht der sächs. Ges. d. Wiss." 1858, *pag.* 21. — Aehnliches ist bei dem Samen von *Bixa orellana* und *Theobroma Cacao* der Fall. Ebenfalls auf Membranquellung beruht die Bildung der schleimigen Substanz in den Hülsen von *Sophora japonica, Gleditschia macrantha, Ceratonia Siliqua, Cassia fistula etc.*

[2]) Vergl. auch Gasparini: „*Sopra talune modificazioni di cellule vegetali.*" Napoli 1863.

zum Beweise, dass sie dabei an verschiedenen Stellen verschiedene Wasserquantitäten einlagern (vergl. *pag.* 38). Dasselbe Aufquellen veranlasst bei der Wurzelhaube das fortwährende Abstossen der älteren Zellen derselben; hieher gehört auch die Bildung der sogenannten Scheiden der Rivularien [1]), der Hüllhaut von *Gloeocapsa* [2]) etc. (Fig. 68).

Eine Quellung der innersten Hautschichten findet hervorragend bei Pollenzellen statt. Mit Wasser in Berührung gebracht,

Fig. 66.



Vergrösserung 315. Längsschnitt der Oberhaut der Fruchthülle von *Salvia canariensis* unter Wasser. Die gequollenen secundären Schichten schiessen als Gallertschlauch hervor.

geht da die Quellung so weit, dass häufig die ganze Pollenzelle unter dem Drucke der sich ausdehnenden Innenhaut zerrissen wird. Daher der grosse Schaden, den Regengüsse, zur Zeit der Obstbaumblüthe, anrichten. Oft treten auch die gequollenen innersten Schichten, nach Zerreissung der äusseren, aus dem Risse heraus und lösen sich dabei völlig von ersteren, wiederholen auch wohl mehrmals diesen Vorgang. Das ist z. B. der Fall bei Fucussporen [3]); auch das gewaltsame

[1]) Hofmeister. „Pflanzenzelle." *pag.* 220.

[2]) Dieselbe sprengt aber die äusseren Membranschichten nicht.

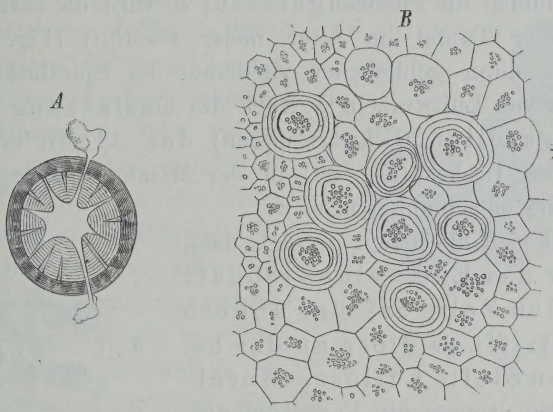
[3]) Thuret. „*Annales des sciences natur.*" *IV. Sér. Tom. II, tab.* 13, 14.

Herausschleudern der Sporen von *Sphaeria scirpicola* aus den reifen Sporenschläuchen beruht darauf [1]).

Im Alter verlieren die Zellhäute nach und nach ihre Quellbarkeit bei Wasserzutritt und behalten sie nur gegenüber energischeren Quellungsmitteln noch bei (Säuren und Alkalien).

Diese Substanzen werden von allen Zellhäuten (jungen wie alten) sehr energisch (oft energischer als Wasser) aufgenommen und machen sie dauernd quellen; aus reinem Zellstoff (*Cellulose*) bestehende Membranen quellen stärker in Säuren (Essigsäure, Salpetersäure, Schwefelsäure), schwächer in Alkalien (Kalilauge); verunreinigte

Fig. 67.



A. Querschnitt des Stammes eines *Astragalus* mit dem aus dem aufgequollenen Markstrahlen heraustretenden Traganth. *B.* Zellen des Markes derselben Pflanze mit quellenden Zellhäuten. (Nach Unger.)

stärker in Alkalien, kaum merklich in Säuren. Am häufigsten quellen auch da die Mittelschichten der Zellhaut; es ist begreiflich, dass langgestreckte Zellen sich dadurch relativ verkürzen können. In der That nehmen z. B. die Bastzellen des Leines um 40—60% an Länge ab, ihr Querdurchmesser um das 3—5fache zu [2]), wobei in der Regel eine Drehung der quellenden Zelle um ihre Längsaxe stattfindet.

Bei Wasserentziehung schrumpfen alle Zellhäute. Man sieht diess bereits beim Einlegen derselben in Zuckerlösung, welche der Zellhaut Wasser entzieht. — Langestreckte Zellen verkürzen dabei beträchtlich ihren Querdurchmesser [3]) und drehen sich gewöhnlich nach links.

---

[1]) Pringsheim's „Jahrbücher für wiss. Botanik". I., *pag.* 190.

[2]) Naegeli. „Sitzungsberichte der Münchener Akademie." 1864.

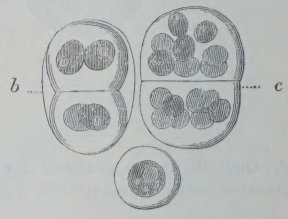
[3]) Bei getrockneten Fadenalgen geht das oft so weit, dass die gegenüberstehenden Wände sich dann berühren.

Bei völliger Austrocknung nehmen übrigens geschrumpfte Zellhäute durch Wasserzufuhr niemals wieder ihren früheren Turgor an; es hat sich demnach ihr Imbibitionsvermögen sehr verringert.

Die Quellung pflanzlicher Membranen ist ein Uebergang zur Lösung derselben; stark gequollen, vertheilt sich ihre Substanz im Wasser. Auch die Auflösung der Zellhaut erfolgt im Pflanzenleben häufig, und zwar werden entweder nur die Membranen oder Membranstücke einzelner Zellen, oder aber die ganzer Gewebe gelöst (resorbirt). So erhalten die Zellen der Blätter der Torfmoose später Löcher in ihre Membranen; so werden die Querwände über einander stehender, cylindrischer Zellen häufig gelöst und bilden die Pflanzengefässe; so wird die zarte Zwischenwand behofter Tüpfel im Alter meist resorbirt (Fig. 43 *f*), desgleichen die dünn gebliebenen Zellhäute der Spiralfaserzellen der Wurzelhülle von Luftwurzeln [1]). Auch die Entlassung der Fortpflanzungszellen (Schwärmsporen) der Algen erfolgt durch Bildung eines Loches (Fig. 69) in der Membran ihrer Mutterzelle, durch das sie entschlüpfen u. s. w.

Es hat sich überhaupt gezeigt, dass, wo immer das Ende einer lebhaft wachsenden Zelle auf eine andere Zellhaut trifft, es diese an der betreffenden Stelle auflöst — durchlöchert. So dringen die Fortpflanzungszellen (Sporen) von Pilzen etc. in die Oberhaut von Pflanzen und weiter in deren Inneres (Fig. 70), wodurch tödtliche Krankheiten der Gewächse entstehen (Brand, Kartoffelfäule, Rübenfäule etc.). Dabei graben sich die wachsenden Pilzfäden — wie Borkenkäfer in Rinde und Holz — oft ganze Gänge in die Hautsubstanz der Zellen [2]) ein. Das Eindringen der Wurzeln parasitischer Gewächse in die Nährpflanze (Fig. 71) zeigt diese Durchbohrung in grossem Massstabe.

Fig. 68.



Vergrösserung 340. *Gloeocystis vesiculosa*. *a* eine einzelne Zelle mit ihrer Hüllhaut. *b* und *c* zweite und dritte Generation.

Die entstandene Oeffnung wird dabei stets wieder völlig durch den fremden Eindringling geschlossen (Fig. 70 und 71).

Die Lösung der Zellhäute ganzer Gewebsmassen erfolgt häufig bei der Fruchtbildung; es beruht auf ihr die Bildung des sogenannten Embryosackes (siehe daselbst), die Auflösung von

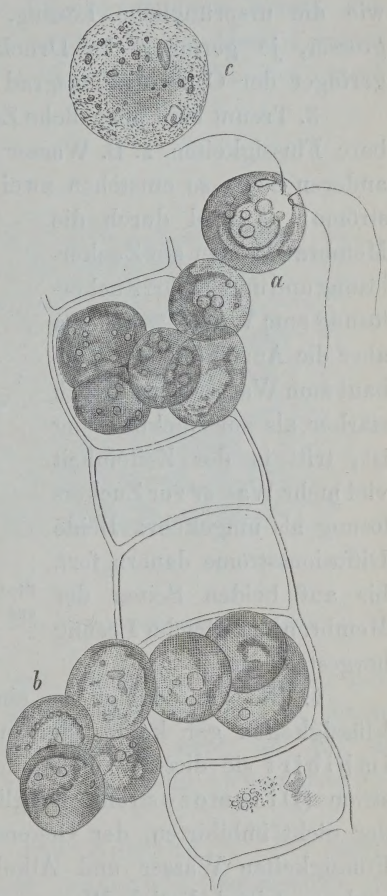
[1]) v. Mohl. „Vermischte Schriften." *pag.* 321.

[2]) Schacht, Wiesner u. A.

Antherengewebe bei der Pollenbildung etc. Die Harzgänge (Fig. 72 *e*), sowie viele Gummigänge entstehen auf diese Weise, indem das Gummi zuerst im Zellenhalte auftritt und hierauf eine Verflüssigung der Membranen dieser Zellen erfolgt; ebenso Resorbtionen im Fruchtfleische vieler Pflanzen (*Viscum*).

b) Permeabilität der Zellhaut. Die pflanzliche Zellmembran nimmt aber nicht nur Wasser und andere Flüssigkeiten in sich auf (imbibirt dieselben), sondern sie lässt sie auch durch sich hindurch, sie ist permeabel wie die thierische Zellhaut. Ihre Permeabilität ist für verschiedene Stoffe sehr verschieden; manche (Wasser, ätherische Oele) gehen sehr rasch und leicht durch sie hindurch (diffundiren oder diosmiren rasch), andere (Gummi, Eiweiss) langsamer und schwerer, noch andere (Quecksilber) gar nicht.

Fig. 69.



Vergrösserung 350. Entschlüpfen der Schwärmsporen aus Löchern in der Membran der Zellen von *Ulothrix zonata*.

Sind demnach zwei verschiedene Flüssigkeiten, für welche die Zellhaut permeabel ist, durch eine solche getrennt, so mischen sie sich durch dieselbe hindurch, indem von jeder eine Quantität durch die Molecular-Interstitien der Membran zur anderen tritt. Bekanntlich hat man diesen Vorgang als Endosmose und Exosmose bezeichnet [1]); zusammengenommen als Diffusion.

Aus Versuchen, die man theils mit zarten Pflanzenhäuten (Epidermis, dünnen Blättern und Blattscheiden etc.), theils mit Stoffen, die sich der Zellhaut gleich oder ähnlich verhalten; z. B. mit Häuten von Nitrocellulose [2]) anstellte, haben sich einige allgemeinere Sätze über die Permeabilität pflanzlicher Zellmembranen ergeben.

[1]) H. J. Dutrochet. „*L'agent immediat du mouvement vital.*“ Paris 1826.

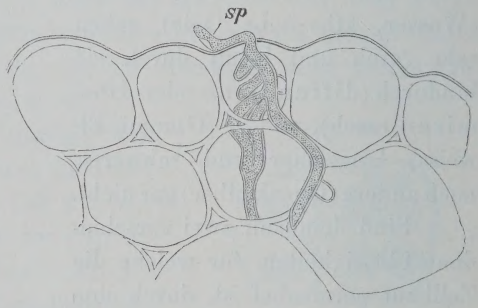
[2]) W. Schuhmacher. „Die Diffusion in ihren Beziehungen zur Pflanze.“ 1861.

1. Wenn eine trockene, d. h. nicht mit Wasser gesättigte Zellhaut an eine Zucker- oder Gummilösung, überhaupt an die wässrige Lösung eines Körpers grenzt, zu der sie weniger Anziehung hat als zum Wasser, so reisst sie einen Theil des letzteren aus der Lösung an sich und erhöht dadurch den Concentrationsgrad derselben.

2. Drückt man eine solche Lösung durch die Haut hindurch, so hat die durchgepresste Flüssigkeit eine geringere Concentration, wie die ursprüngliche Lösung, und zwar ist die Differenz desto grösser, je geringer der Druck, je höher die Temperatur und je geringer der Concentrationsgrad der Lösung war [1]).

3. Trennt eine pflanzliche Zellhaut zwei verschiedene, aber mischbare Flüssigkeiten, z. B. Wasser auf der einen, Zuckerlösuug auf der anderen Seite, so entstehen zwei einander entgegengesetzte Diffusionsströme; es wird durch die Membran Wasser zur Zuckerlösung und umgekehrt Zuckerlösung zum Wasser treten. Da aber die Anziehung der Zellhaut zum Wasser beträchtlich stärker als zur Zuckerlösung ist, tritt in der Zeiteinheit viel mehr Wasser zur Zuckerlösung als umgekehrt. Beide Diffusionsströme dauern fort, bis auf beiden Seiten der Membran die gleiche Lösung hergestellt ist.

Fig. 70.



Eindringen von *Urocystis occulta* (*sp*) in die Oberhaut und in's Innere eines Scheidenblattes des Roggens. (Nach Wolff.)

4. Hat die Zellhaut zu einer der beiden durch sie getrennten Flüssigkeiten gar keine oder nur äusserst geringe Anziehung (d. h. imbibirt sie dieselbe nicht oder nur wenig), so geht der Diffusionsstrom (Diasmosestrom) lediglich von der stärker angezogenen zu der nicht imbibirten, der Gegenstrom fehlt. Wenn z. B. die beiden Flüssigkeiten Wasser und Alkohol oder Wasser und Gummilösung sind, so tritt lediglich Wasser zum Alkohol oder der Gummilösung, nicht umgekehrt, eine Beobachtung, die bereits 1811 von Parrot [2]) gemacht wurde.

Aus dem in Pflanzenorganen so häufigen Aneinandergrenzen von Zellen, die sehr verschieden rasch diffundirende Flüssigkeiten

---

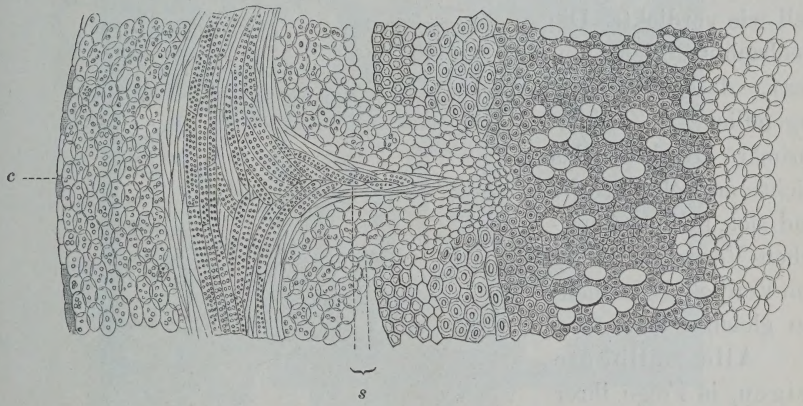
[1]) Vierordt (Wagner's „Handwörterbuch der Physiologie". III, *pag.* 641 ff.); Hofmeister („Sächs. Ges. d. Wiss.", 1857, *pag.* 158); Schumacher („Diffusion", *pag.* 38 ff.) u. A.

[2]) „Grundriss der theoretischen Physik." Dorpat 1811.

enthalten, folgt, dass die Zellhäute verschiedener Zellen sehr ungleich permeabel sind. So grenzen Cystolithen-Zellen (S. 24) sehr oft an Zellen mit deutlich sauer reagirendem Zellsafte, lassen also diesen, der die Wand ihrer Nachbarzellen ungestört passirte, offenbar nicht durch [1]).

Auch Gase diffundiren, wie Flüssigkeiten, durch die pflanzliche Zellhaut. Diess lehrt schon der Versuch, dass, wenn man Kalkwasser und Kohlensäure durch eine Pflanzenmembran trennt, sich sehr bald kohlensaurer Kalk als Niederschlag bildet. Derzeit wissen wir indess noch sehr wenig Positives über Gasdiffusion durch pflanzliche Zellhäute.

Fig. 71.



Eindringen der Saugwurzel (*s*) von *Cuscuta major* (*c*) in das Gewebe einer Nessel.

Mit dem Alter der Zellwand, mit mächtiger Verdickung derselben, Einlagerung fremder Stoffe in ihre Substanz u. s. w. nimmt ihre Permeabilität für Flüssigkeiten und Gase stetig ab, bis sie endlich ein Minimum erreicht hat und öfter völlig inpermeabel wird (Korkzellen).

c) Optisches Verhalten der Zellhaut [2]). Bei ihrem Entstehen ist die pflanzliche Zellhaut isotrop [3]) (Hofmeister), sie

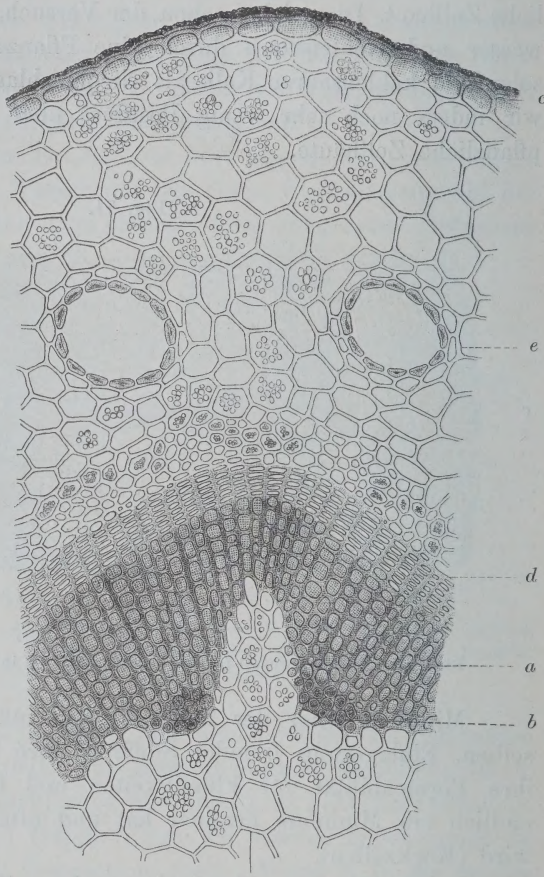
[1]) Weil sonst sofort Lösung des kohlensauren Kalkes erfolgen müsste, wie es auch in der That geschieht, wenn man durch Zerschneiden der Membran die beiden Inhalte zur Mischung bringt.

[2]) H. v. Mohl. „Die Untersuchung des Pflanzengewebes mit Hilfe des polarisirten Lichtes." („Botan. Zeitung", 1858, *pag.* 1 ff.)

[3]) Belehrung über die theoretische Seite gibt jedes Lehrbuch der Physik — sie gehört nicht hieher; man lese u. A. auch: G. Valentin „Die Untersuchung der Pflanzen und der Thiergewebe im polarisirten Lichte", 1861, und C. Naegeli und S. Schwendener „Das Mikroskop", 1867, *pag.* 292 ff.

wird aber kurze Zeit nach ihrer Anlegung doppelt lichtbrechend; alle pflanzlichen Membranen erscheinen im Polarisations-Mikroskope bei gekreuzten Nikols (also dunklem Gesichtsfelde) hell, wie jeder doppeltbrechende Körper, z. B. Gyps, Glimmer etc. Je dünner die Zellhaut, desto schwächer wirkt sie natürlich im Allgemeinen auf das polarisirte Licht; jugendliche Zellhäute erscheinen demnach im Polarisations-Mikroskope selbstverständlich nicht so hell wie verdickte. Die Beobachtung lehrt indess, dass auch die jugendliche Zellhaut (primäre Membran) das Licht doppelt breche und sich in ihrem optischen Verhalten völlig den Verdickungsschichten gleich zeige.

Fig. 72.



Querschnitt eines einjährigen Astes von *Pinus Strobus*. *m* = Mark, *b*, *a*, *d* = Gefässbündelzone, *e* = Harzgänge, *c* = Rinde.

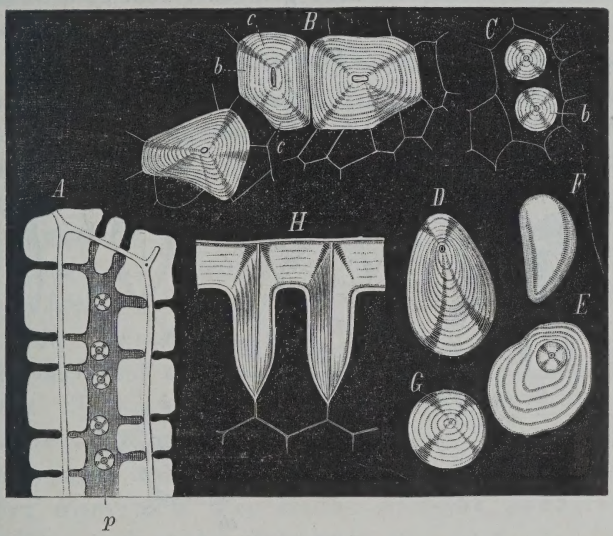
Alle Zellhäute zeigen, in Folge ihrer Doppelbrechung, das schwarze Polarisationskreuz auf dem hellen Untergrunde ihrer Substanz (Fig. 73 *B*, *H*), und man sieht die Erscheinungen am besten, wenn man die Präparate, anstatt in Wasser, in Canadabalsam, ätherischen Oelen etc. liegend, unter das Polarisations-Mikroskop bringt.

Je fester die Substanz einer Zellhaut, desto stärker wirkt sie auf das polarisirte Licht; es erscheinen demnach die Parenchymzellen, die Zellen des Holzes, Bastes (Fig. 73 *B*) etc. am leuchtendsten. Quellbare und noch mehr gequollene Zellhäute zeigen sich weniger doppeltbrechend, doch sind selbst in den gallertig gequollenen

Membranen des Traganthgummi's (S. 46) noch Spuren davon deutlich sichtbar.

Manche Zellhäute zeigen sich überhaupt nur schwach doppeltbrechend; so das Gewebe der Flechten und Pilze, doch sind auch da Ausnahmen nicht selten (Schimmel, Trüffelsporen, *Parmelia ciliaris* etc.); sehr allgemein wirkt die primäre Membran stärker als die Verdickungsschichten, das Umgekehrte ist nur selten der Fall (Samen-Eiweiss von *Phytelephas*).

Fig. 73.



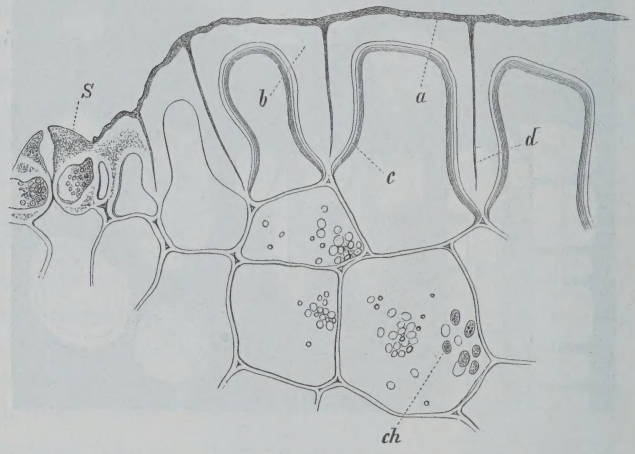
Sämmtliche Objecte im Polarisations-Mikroskope bei gekreuzten Nikols betrachtet. *A* Längsschnitt durch das Albumen von *Phoenix dactylifera*, bei *p* ein Porus. *B* Querschnitt durch die Rinde von *China fusca*. *C* Querschnitt durch die Rinde von *Rhizophora Mangle*, bei *b* Tüpfel. *H* Querschnitt durch die Oberhaut von *Gasteria obliqua*. *D* Stärkekorn der Kartoffel. *E* desgleichen unter Chlorzinkjodlösung. *F* Stärkekorn von *Curcuma Zedoaria*, *G* des westindischen *Arrow-roots*. (Nach Schacht.)

Sehr erhöht werden die Erscheinungen (insbesondere die Lebhaftigkeit der Polarisationsfarben), wenn man zwischen Polariseur und Analyseur ein dünnes Blättchen einer doppeltbrechenden Substanz (am besten Gyps oder Glimmer) einschaltet. Diese Blättchen (resp. das Gesichtsfeld des Polarisations-Mikroskopes, unter welchem sie liegen) erscheinen dann bekanntlich je nach ihrer Dicke in einer ganz bestimmten Interferenzfarbe. Dieser Farbenton wird sofort an jenen Stellen gerändert erscheinen, wo etwa eine pflanzliche Zellhaut[1]) eingeschoben liegt, und zwar um so mehr, je stärker dieselbe das Licht doppelt bricht. Schaltet man z. B. eine Gypsplatte ein, die das Gesichtsfeld roth erscheinen lässt, und dreht sie so, dass sie diese

[1]) Ueberhaupt ein doppeltbrechender Körper.

ihre Interferenzfarbe mit grösster Intensität zeigt [1]), legt nun den Querschnitt einer cylindrischen Zelle unter das Mikroskop, so wird die Membran derselben in vier Quadranten getheilt, welche derart in lebhaft complementären Farben erscheinen, dass deren je zwei gegenüberliegende (*c c'* in Fig. 73 *B*) blau oder grün, die anderen (*b*) gelb oder roth gefärbt erscheinen (Fig. 73 *B*). Dreht man die Gypsplatte um 45°, so verblassen und verlieren sich nach und nach alle Farben, erscheinen aber bei fortgesetzter Drehung bis 90° wieder, jedoch in umgekehrter Weise, so dass die früher blau oder grün erschienenen Quadranten nunmehr gelb oder roth gefärbt sind [2]). Da

Fig. 74.



Vergrösserung 390. Querschnitt durch die Oberhaut der Blattoberseite von *Piper rubricaule*. *a* Cuticula, *b* Cuticularschichten, *c* innerste Cellulosehaut, *d* Trennungsschicht von je zwei Oberhautzellen, *ch* Chlorophylkörner, *s* eine Spaltöffnung.

man auch sehr kleine Farben-Nuancen dabei deutlich unterscheiden kann, so vermag man mit dieser Methode auch äusserst schwache Spuren von Doppelbrechung dort nachzuweisen, wo die Nikols für sich sie nicht erkennen lassen.

Es hat sich nun gezeigt, dass pflanzliche Zellhäute eben solche Verschiedenheiten zeigen, wie optisch positive und optisch negative Krystalle [3]).

Vergleicht man nämlich in oben erwähnter Weise, bei ungeänderter Lage der Gypsplatte, pflanzliche Zellhäute, so findet man, dass sie in zwei Classen zerfallen, welche in Bezug auf die Farben,

[1]) Dass also ihre neutralen Axen mit den Nikols einen Winkel von 45° bilden.

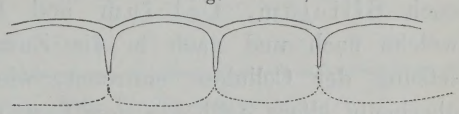
[2]) Mohl. *l. c. pag.* 11.

[3]) Brewster. „*A treatise on optics.*“ 1853, *pag.* 335.

die sie zeigen, sich entgegengesetzt verhalten. Bei den einen werden alle in der Richtung einer rechts gewundenen Schraube liegenden Schichten blau (oder grün), alle in einer links gewundenen Schraubenlinie liegenden gelb (oder roth) gefärbt sein, bei den anderen gerade umgekehrt. Erstere sind optisch positiv, letztere optisch negativ.

Optisch negativ zeigen sich alle Häute innerer Pflanzentheile (Markzellen etc.) und von den epidermoidalen Membranen alle nicht cuticularisirten (siehe S. 64), mit Einem Worte alle Cellulosehäute; optisch positiv sind dagegen die verkorkten und cuticularisirten Zellhäute (siehe S. 64). Sie werden indess sofort optisch negativ, wenn man ihnen (durch Kochen mit Salpetersäure und chlorsaurem Kali, durch Kalilauge) die fremden Einlagerungen entzieht. Optisch positiv sind ferner die (nicht cuticularisirten) Zellhäute einiger Meeresalgen (*Caulerpa*), sowie — nebenbei bemerkt — sämmtliche Stärkekörner.

Fig. 75.



Vergrösserung 500. Aschenskelet der Oberhautzellen einer *Graminee*. Die punktirten Linien deuten die ursprüngliche Contour der nicht eingeäscherten Epidermiszellen an.

Der Längsschnitt der Zellhaut verhält sich zum polarisirten Lichte ebenso wie der bisher betrachtete Querschnitt, doch sind, schon wegen der Schwierigkeit gleichmässiger Präparation, die Erscheinungen nicht so rein. Die pflanzliche Zellhaut polarisirt demnach das Licht sowohl parallel ihrer Fläche, als senkrecht darauf[1]).

Bei gestreiften Zellhäuten (S. 38) bestimmt immer das eine Streifensystem, und zwar das stärkste, deutlichste, den optischen Charakter der Membran (bei Cladophora-Zellen z. B. die Längsstreifung, bei Charen die Querstreifung). Bei Zellhäuten, die unter dem Mikroskope keine Streifung zeigen, lässt sich umgekehrt aus der Farbe, die sie im Polarisations-Mikroskope annehmen, und aus der Lage, in welche sie gebracht werden müssen, um die betreffende Farbe zu zeigen, die Richtung ihrer unsichtbaren Streifung bestimmen.

Trockene Zellhäute brechen stets das Licht schwächer doppelt, als von Flüssigkeiten durchtränkte; man sieht diess sehr schön an ausgetrockneten Querschnitten von Holzzellen, denen man, während der Beobachtung im Mikroskope, Wasser zusetzt[2]).

---

[1]) Hochwichtig ist der Umstand, dass ein starker Druck oder Zug, überhaupt mechanische Biegung etc., der man die Zellhaut unterwirft, weder ihre Doppelbrechung noch Interferenzfarbe alteriren.

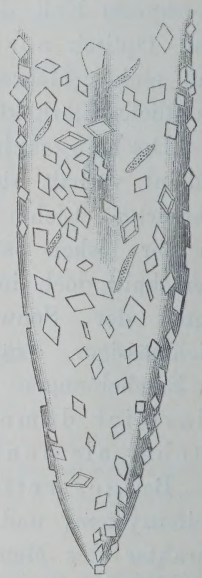
[2]) Hofmeister. „Pflanzenzelle.“ *pag.* 344.

d) Aenderungen in der chemischen Beschaffenheit der Zellhaut. Die anfangs aus Cellulose (S. 18) bestehende Membran der Pflanzenzelle ist häufig grossen Veränderungen hinsichtlich ihrer chemischen Constitution unterworfen, indem sie einerseits im Verlaufe ihres Lebens oft neue Substanzen (Grundstoffe und andere Verbindungen) dauernd in ihre Zusammensetzung aufnimmt, von ihnen infiltrirt, incrustirt wird, andererseits Aenderungen im Procentgehalte der sie zusammensetzenden Elemente: Kohlenstoff, Wasserstoff, Sauerstoff, selber eintreten. Beides geschieht in den meisten Fällen nur langsam und nach und nach, bewirkt aber begreiflicherweise oft sehr tiefgehende Veränderungen in den physikalischen Eigenschaften (Elasticität, Permeabilität, Farbe etc.) älterer Zellhäute gegenüber den jugendlichen, noch aus reinem Zellstoffe bestehenden Membranen.

Meist sind es ausser dem Stickstoffe noch Silicium, Calcium und Eisen, welche nach und nach in die Zusammensetzung der Cellulose eintreten, wie denn überhaupt ältere Zellhäute stets feuerfeste Bestandtheile enthalten, daher beim Verbrennen ein Aschenskelet zurücklassen, das nicht selten (Blätter von Gräsern) noch ganz deutlich die Form und Anordnung der Elementar-Organe erkennen lässt.

Wir unterscheiden die Zellwände nach der Art ihrer Incrustirung: 1. in verholzte, 2. in cuticularisirte und verkorkte, 3. in verkieselte und 4. in kalkhaltige Membranen.

Fig. 76.



Vergrösserung 125. Ende einer spindelförmigen Bastzelle von *Araucaria Cunninghami* mit zahlreichen Kalkkrystallen. (Nach Winkler.)

1. Verholzte Zellhäute. Wie die Analysen von Payen[1]) gezeigt haben, zeigen die Zellhäute, aus denen das Holzgewebe unserer Bäume besteht, überhaupt ältere, beträchtlich verdickte Membranen, einen grösseren Gehalt an Kohlenstoff und Wasserstoff als die reine Cellulose. Wir nennen sie (nach Payen) verholzte Zellhäute.

Die nachfolgende Tabelle zeigt diese Procentänderung deutlich. Die Analyse ergab für den Gehalt der Trockensubstanz an *C*, *H* und *O*, sowie den Procentgehalt der Trockensubstanz an Kohlenstoff folgende Werthe:

[1]) *l. c. pag.* 50. Man nennt den bei der Verholzung zur Cellulose hinzutretenden — sie incrustirenden — Stoff Holzstoff oder Holzsubstanz (*Lignin*).

Untersuchte Theile	*C*	*H*	*O*	Procentgehalt der Trockensubstanz an *C*
St. Lucienholz	52·90	6·07	41·03	55·35
Madagascar-Ebenholz	52·85	6·00	41·15	53·75
Steinschale von *Juglans regia*	51·92	5·96	42·12	53·92
„ „ *Cocos nucifera*	50·50	5·80	43·70	52·00
Holz von *Pinus abies*	51·79	6·28	41·93	54.70
„ „ *Quercus robur*	50·00	6·20	43·80	52·30
„ „ „ „ (Nach Thenard)	51·45	5·82	42·73	52·90
Fagus sylvatica	49·25	6·10	44·65	51·40
Pyrus domestica	48·69	6·03	45·18	50·00
Populus tremula	47·70	6·40	45·90	49·70
Populus nigra	47·00	5·80	47·20	47·20
Concretionen aus dem Fleische der Birnen [1]	52·32	6·33	41·35	—
Concretionen aus der Rinde von *Ailanthus glandulosa*	52·99	6·26	41·75	—
während für Cellulose	44·44	6·18	49·38	44·44

Nach Schulze [2]) enthalten 100 Theile von

	C	*H*	*O*
Ungebleichtem Flachs	44·344	5·964	49·692
Roggenstroh	44·581	5·984	49·435
Steinschale von *Juglans regia*	44·113	6·032	49·855
Holz von *Carpinus Betulus*	42·710	6·050	51·240
„ „ *Quercus robur*	44·510	6·004	49·486
„ „ *Alnus glutinosa*	43·590	5·959	50·091
„ „ *Robinia Pseudacacia*	44·294	6·087	49·619
„ „ *Pinus sylvestris*	44·545	6·007	49·448

Es hat also nach ihm das Lignin etwa die Formel: $C_{38}\ H_{24}\ O_{20}$.

Payen unterscheidet je nach dem steigenden Kohlenstoffgehalte in verholzten Zellwandungen folgende Modificationen des Zellstoffes (mit Ausschluss der Cellulose):

1. Lignose. Unlöslich in Wasser, Alkohol, Aether und Ammoniak; löslich in Kalilauge und Natronlauge. Zusammensetzung:

$$\left.\begin{aligned} C &= 46{\cdot}10 \\ H &= 6{\cdot}09 \\ O &= 47{\cdot}81 \end{aligned}\right\} = 100.$$

[1]) Der Stoff dieser Steinzellen hat neulich (Liebig's „Annalen", Band 138, Seite 101) den Namen *Glycodrupose* erhalten.

[2]) „Beiträge zur Kenntniss des Lignins." Rostock 1856.

2. Lignone. Unlöslich in Wasser, Alkohol und Aether. Löslich in Ammoniak, Kalilauge und Natronlauge. Zusammensetzung:

$$\left.\begin{aligned} C &= 50{\cdot}10 \\ H &= 5{\cdot}82 \\ O &= 44{\cdot}08 \end{aligned}\right\} = 100.$$

3. Lignin. Unlöslich in Wasser und Aether. Löslich in Alkohol, Ammoniak, Kalilauge und Natronlauge. Zusammensetzung:

$$\left.\begin{aligned} C &= 62{\cdot}25 \\ H &= 5{\cdot}93 \\ O &= 31{\cdot}81 \end{aligned}\right\} = 100.$$

4. Lignireose. Löslich in Alkohol, Aether, Ammoniak, Kalilauge und Natronlauge; ein wenig sogar im Wasser. Zusammensetzung:

$$\left.\begin{aligned} C &= 67{\cdot}91 \\ H &= 6{\cdot}89 \\ O &= 25{\cdot}20 \end{aligned}\right\} = 100.$$

Er nennt diese Substanzen auch incrustirende. Eine Analyse des Holzes [1]) von *Fagus sylvatica* ergab für die verschiedene relative Vertheilung dieser Zellstoff-Modificationen folgende Werthe:

	Es enthalten Theile Holz	An Cellulose	An incrustirender Substanz	Die incrustirende Substanz besteht aus			
				Lignose	Lignone	Lignin	Lignireose
Verhältniss der organischen Substanz . . .	100	40	60	25·2 +	10·8 +	21·6 +	2·4 = 60
Davon fallen auf *C* . .	50·00	44·44	53·74	46·10	50·10	62·25	67·91
„ „ „ *H* . .	6·19	6·18	6·20	6·09	5·82	5·93	6·89
„ „ „ *O* . .	43·81	49·38	47·81	47·81	44·08	31·82	25·20
	100	100	100	100	100	100	100

Mit Jodlösung und Schwefelsäure färben sich verholzte Zellwände nicht blau, sondern gelb. Behandelt man indess derartige Zellen mit Kalilauge oder kocht sie gelinde in Salpetersäure, so geht häufig, wie Payen zeigte, bis 0·9 der Membransubstanz verloren, der Rest reagirt aber dann wieder als Cellulose [2]) und zeigt noch die feinsten Structurverhältnisse der Membranen (Schichtung, Streifung) erhalten, zum Beweise, dass die durch obige Reagentien ent-

[1]) Getrocknet bei 125° Celsius.

[2]) Vergl. die Tabelle S. 18.

fernten, der Cellulose fremden Stoffe mit dieser eine chemische Verbindung eingegangen sein mussten und der Zellhaut nicht etwa nur an- oder eingelagert waren [1]).

Unsere Tabelle zeigt auch, dass ein erhöhter Procentgehalt an Kohlenstoff für sich noch nicht die Härte eines Holzes bedingt, ihr also nicht etwa proportionirt ist, wie vielfach behauptet wurde.

So zeigt beispielsweise das Fichtenholz 54·7% *C*, während das der Steineiche nur 52·3% *C*, das der Cocosnuss gar nur 52% *C* enthält.

Die Verholzung ist meist mit einer Farbenänderung der ursprünglich farblosen Zellhaut verbunden, hervorgerufen durch den Eintritt des sogenannten Holzstoffes (Xylogen) in ihre Zusammensetzung. So erscheinen die Wände vieler Zellen der *Fucoideen*, Moose und Farrnkräuter intensiv braun, die der Haarwurzeln mancher *Jungermannien* veilchenblau, purpurfarben (bei *Barbula*-Arten) gefärbt. Grüngelbe bis grüne Zellwände finden wir in der Epidermis von *Cycas-*, *Zamia-* und *Ruellia*-Arten, bei *Viscum* und *Phormium*; orange gefärbte im Blattpolster mancher tropischer

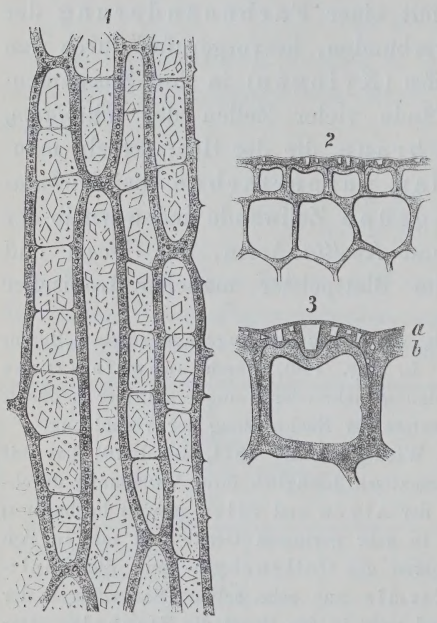
[1]) Verholzte Zellhäute färben sich, wie Wiesner eingehend zeigte („Botan. Unters.“, herausgegeben von Karsten, I., *pag.* 120), durch schwefelsaures Anilin je nach dem Grade ihrer Verholzung mehr oder weniger gelb; er empfiehlt mit Recht dieses Reagens als das geeignetste zur Nachweisung der Verholzung.

Burgerstein („Sitzungsber. d. Wiener Akad.“ 1874, Band 70) hat mit Hilfe desselben die Pflanzengewebe systematisch bezüglich ihrer Verholzung durchsucht und gefunden, dass das Gewebe der Algen und Pilze (soweit beobachtet) niemals verholze, das der Flechten in sehr geringem Grade und nur in den Markschichten. Vom Hautgewebe verholzen die Collenchym- und die Spaltöffnungszellen niemals, die Epidermis nur sehr selten (Samenflügel der Coniferen), häufiger Haarzellen und wohl in der Regel die Stacheln. Das Gefässbündelgewebe zeigt die Gefässe meist stark verholzt (Ausnahmen im Stengel und der Wurzel ganz junger Keimlinge, in der Wurzel von *Lemna*; schwache Verholzung bei den nicht unter Wasser stehenden Theilen der Sumpf- oder Wasserpflanzen, und bei manchen fleischigen, saftreichen Landpflanzen). Die Zellen des Cambiums, sowie wahrscheinlich die Siebröhren erscheinen niemals verholzt, dagegen die Gefässbündelscheide, sowie die Holz- und Sclerenchym-Zellen stets in allen ihren Membranschichten; die Bastzellen in der Regel (Ausnahmen: *Apocyneen, Asclepiadeen,* eine Anzahl indischer Faserpflanzen etc.). Im Grundgewebe verholzen die Markstrahlen und die Markzellen fast immer; bei letzteren indess häufig nur die periferischen (*Cannabis, Linum*), selten (*Urtica*) unregelmässig zerstreute. Vom übrigen parenchymatischen Grundgewebe zeigt das Blattparenchym niemals, das des Stengels nur selten (*Equiseten, Farne, Gramineen*) verholzte Wände.

Der Holzstoff tritt nach Burgerstein stets zuerst in den Gefässwänden auf, und zwar oft schon zwei bis drei Tage nach der Keimung, sodann in den Holzzellen und dem Holzparenchym, sehr bald darauf in den Bastzellen (nicht ausnahmslos), relativ spät im Marke.

Orchideen, schwarze beim Ebenholze, bei der Wassereiche etc. In der Regel ist mit dieser Färbung der Haut eine grössere Sprödigkeit derselben verbunden; die Wandung widersteht der Einwirkung von Schwefelsäure. Durch Erwärmen in chlorsaurem Kali und Salpetersäure bis auf etwa 66° C. werden solche Zellhäute indess wieder farblos und biegsam und werden dann nicht nur in Kupferoxyd-Ammoniak, sondern bereits in Aetzammoniak löslich [1]).

Fig. 77.



1. (Vergrösserung 400) Flächenansicht der Epidermis der Blattoberseite von *Dracaena reflexa* mit zahlreichen Krystallen. 2. (Vergrösserung 400) und 3. (Vergrösserung 1200) Querschnitt der Oberhautzellen, die Einlagerung der Krystalle in der Membransubstanz zeigend, *a* Cuticularschichten, *b* Innenschichten. (Nach Pfitzer.)

2. Cuticularisirte und verkorkte Zellhäute. Die Wandungen der meisten Oberhautzellen erfahren, wie Payen [2]) zeigte, durch den Eintritt eines stickstoffhaltigen Körpers eine chemische Veränderung; sie werden durch Jodlösung und Schwefelsäure nicht mehr blau, sondern gelb bis braun gefärbt und zeigen eine grosse Widerstandsfähigkeit gegen Mineralsäuren.

Man nennt solche Wandungen cuticularisirte.

Insbesondere ist es die äusserste Membranschicht (Fig. 77 *a*) cuticularisirter Zellhäute, welche besonders verändert wird, concentrirter Schwefelsäure widersteht und sich durch Fäulniss als zartes geschlossenes Häutchen von den darunter liegenden Membranschichten ablöst; man bezeichnet es als Cuticula. Sie läuft gleichsam über alle Zellen der Oberhaut hinweg und zeigt in der Regel an der Begrenzung zweier keinerlei Structur-Verschiedenheiten. Man hielt sie desshalb früher für ein eigenes, geschlossenes Häutchen, das durch Secretion der Oberhautzellen sich bilden sollte, bis Wigand [3]) sie als die äusserste, eben nur chemisch enorm veränderte Membranschicht dieser Zellen darlegte. Darauf wies übrigens die schon von

[1]) Hofmeister. „Pflanzenzelle.“ *pag.* 248.

[2]) *l. c. pag.* 122 ff.

[3]) „Intercellular-Substanz und Cuticula.“ 1850.

Payen gemachte Beobachtung hin, dass die Cuticula unter dem Deckglase etwas gedrückt und vorsichtig hin- und hergeschoben, in einzelne Stücke zerfällt, welche genau die Contour der einzelnen Epidermiszellen zeigen.

Die unter der Cuticula liegenden Schichten (Fig. 74 *b*) — Cuticularschichten genannt — zeigen in der Regel die chemische Veränderung ihrer Substanz (Cuticularisirung) desto weniger, je weiter sie nach dem Zelllumen zu liegen, und die innerste Membranlamelle (Fig. 74 *c*) reagirt häufig noch als reiner Zellstoff, durch Jodlösung und Schwefelsäure sich blau färbend.

Diess Zerfallen in drei verschiedene Schalen von verschiedener chemischer Beschaffenheit (Cuticula, Cuticularschichten, Celluloseschichten) ist für Oberhautzellen das normale Verhältniss.

Durch Kalilauge oder Kochen in Salpetersäure und chlorsaurem Kali kann man die Cellulose-Reaction (Bläuung) an allen Cuticularschichten wieder herstellen, ja selbst die Cuticula färbt sich, nach wochenlanger Maceration in Kalilauge, durch Jodlösung und Schwefelsäure blau [1]). Bei Anwendung dieser Reagentien tritt ebenfalls ein beträchtlicher Substanzverlust der Membranen ein; nach Hofmeister durch den Austritt von Tropfen einer zähe flüssigen Masse aus denselben hervorgebracht.

Nachstehende Tabelle [2]) zeigt den Procentgehalt von Oberhautzellen, Cuticula und Cuticularschichten an Stickstoff, wobei bemerkt werden muss, dass cuticularisirte Zellhäute in der Regel auch grössere oder geringere Mengen von Silicium eingelagert enthalten.

Untersuchte Theile	Unverbrennliche Substanz in 100 Theilen	Stickstoffgehalt in Percenten der	
		Trockensubstanz	verbrennlichen Substanz
Oberhaut von *Agave americana*	4·8	1·471	1·548
„ „ *Solanum tuberosum*.....	14·0	2·090	2·420
Cuticula von *Cereus peruvianus* [1])	5·6	2·597	2·751
„ „ „ „ (Andere Analyse).	3·6	2·012	2·086
Oberhaut von *Cereus peruvianus* [2]).....	8·8	1·878	2·059
„ „ „ „ [1]).....	12·0	0·808	0·916
Cuticularschichten von *Cereus peruvianus* [1]) .. .	18·0	0·192	0·234
„ „ „ „ (Andere Analyse)	13·6	0·271	0·313

[1]) Zweijähriger Stamm. [2]) Einjähriger Stamm.

[1]) Hofmeister. „Ber. d. sächs. Ges. d. Wiss.“ 1858. 21.

[2]) Payen. *l. c. pag.* 122.

In seltenen Fällen quellen cuticularisirte Membranen — die in der Regel von Wasser nur schwer benetzt werden — bei Wasserzutritt beträchtlich und heben dann blasenartig die Cuticula in die Höhe. So bei vielen Köpfchenhaaren [1]) (Fig. 65).

Cuticularisirung von Zellhäuten erfolgt aber auch im Innern von Pflanzentheilen; so sind die äussersten Membranschichten von Holzzellen meist stark cuticularisirt und enthalten 0·67% bis 1·52% der Trockensubstanz an Stickstoff; so die Häute von Sporen und Pollenzellen und die unter der Wurzelhaube liegenden Gewebspartien der Wurzeln [2]).

In der Regel erfolgt die Cuticularisirung nicht gleich nach der Bildung der Cellulose-Membran, sondern erst später.

Verkorkte Zellhäute. Wie die Cuticularisirung, besteht auch die Verkorkung der Zellwand in der Aufnahme eines stickstoffhaltigen Körpers in die Substanz derselben. Die Zellhaut wird dadurch so gut wie undurchdringlich für Wasser und widersteht der Einwirkung von Mineralsäuren wie die Cuticula.

Der Stickstoffgehalt verkorkter Zellwände ist ein beträchtlich hoher und beträgt beispielsweise für die Korkzellen der Korkeiche 2·3% der Trockensubstanz. Nur ältere Korkzellen widerstehen der Einwirkung von Schwefelsäure, bei jungen erfolgt durch das Reagens eine Lösung ihrer Membranen.

Nach längerer Maceration in Kalilauge oder Kochen in Salpetersäure und chlorsaurem Kali und dadurch bewirkter Entfernung der fremden Einlagerung tritt auch bei den Korkmembranen Cellulose-Reaction ein. (G. Haberlandt. „Oesterr. botan. Zeitschrift", 1874, Nr. 8.)

Die Korkzellen führen als Inhalt stets nur Luft.

3. Verkieselte Zellhäute. Es ist eine, besonders an Epidermiszellen, äusserst häufige Erscheinung, dass die Membransubstanz derselben von einer Silicium-Verbindung mehr oder weniger durchdrungen wird. Durch Kalilauge und Flusssäure kann man diese Verbindung entfernen und am Membranrückstande die Cellulose-Reaction sichtbar machen [3]).

Diese Verkieselung der Membranen erfolgt oft in so hohem Grade, z. B. bei *Hirtella silicea*, der sogenannten Canto-Rinde etc.,

---

[1]) A. Weiss. „Die Pflanzenhaare." 1867. Taf. 28, Fig. 252; Taf. 30, Fig. 343 etc.

[2]) W. Hofmeister. „Die Pflanzenzelle." *pag.* 251. — Nach Behandlung mit Schwefelsäure, welche alles Andere zerstört, kann man sie da als zartes Häutchen erblicken.

[3]) Es gelang mir diess sogar bei den *Diatomaceen*. Vergl. A. Weiss in Sitzungsberichte der Wiener Akademie, 1871, Band 63.

dass die betreffenden Pflanzen (*Diatomaceen* im Polirschiefer und Kieselguhr) oder Theile derselben (Stengel von *Equiseten*) als Schleifmittel verwendet werden können und oft so hart werden, dass sie am Stahle Funken geben (Epidermis von *Calamus*-Arten) und empfindlich verwunden können (Ränder vieler Grasblätter, Haare). In der That ergeben auch die Analysen oft ganz enorme Gehalte an Kieselsäure.

Struve[1]) fand in 100 Theilen der Trockensubstanz bei:

	Kieselsäure	Kalk	Thonerde	Mangan[2])
Calamus Rotang	99·20	0·54	—	—
Equisetum hiemale	97·527	0·690	1·700	—
„ *arvense*	95·480	1·640	2·556	—
„ *limosum*	94·851	1·580	0·990	1·690
Spongia lacustris	94·66	2·99	1·707	—

Davy[3]) fand in 100 Theilen der Asche der

Epidermis von *Bambusa arundinacea* . . 71·4 Theile Kieselerde
„ „ *Arundo phragmites* . . . . . 48·1 „ „
„ „ *Secale cereale* . . . . . 6·5 „ „
„ des Haferkornes . . . . . 60·0 „ „

und Saussure in 100 Theilen der Asche der

Blätter von *Quercus robur* . . . . . 14·5 Theile Kieselerde
„ „ *Populus nigra* . . . . . 11·5 „ „
„ „ *Corylus Avellana* . . . . . 11·3 „ „
„ „ *Solidago Virgaurea* . . . . . 3·5 „ „

---

[1]) „*De silicia in plantis.*“ *Berolin.* 1835. — Eine erschöpfende Arbeit über das Kieselskelet der Pflanzen lieferte Mohl in der „Botanischen Zeitung“ 1861.

[2]) Mangan findet sich auch in der Asche von *Pinus silvestris* und *Calendula officinalis*, von *Vitis vinifera, Lycopodium complanatum, Fucus vesiculosus* etc. Leclerc hat für eine Anzahl von Pflanzen den Mangangehalt bestimmt („*Compt. rend.*“ 1872, Band 75, *pag.* 1209) und fand in 100 Gramm der Asche bei:

Weissbuche	7·454	Gramm Manganoxyd	Weide	0·574	Gramm Manganoxyd
Rothbuche	5·307	„ „	Ahorn	0·383	„ „
Tanne	4·507	„ „	Ulme	0·142	„ „
Linde	3·744	„ „	Pflaume	0·121	„ „
Birke	2·981	„ „	Samen von Weizen	0·0113	„ „
Erle	1·956	„ „	„ „ Gerste	0·0056	„ „
Eiche	1·488	„ „	„ „ Mais	0·0020	„ „
Espe	0·656	„ „	„ „ Reis	0·0010	„ „

[3]) De Candolle. „Pflanzen-Physiologie.“ I., *pag.* 379.

Die verhärteten Massen, welche man im Bambusrohre findet und welche als „Tabaschir“ in den Handel kommen, enthalten 70—72% Kieselerde; die Rinde von *Morus nigra* 15·25% etc.

Es tritt, wie man oben sieht, auch Calcium, Aluminium oder Mangan in die Membransubstanz ein, ein häufig vorkommender Fall [1]).

Die Sprödigkeit der Membran wird keineswegs lediglich durch den Siliciumgehalt derselben bestimmt. Mohl [2]) zeigte, dass solche Zellhäute weich und biegsam werden, wenn man sie in Salpetersäure und chlorsaurem Kali kocht, wobei sie selbstverständlich gar nichts an Silicium einbüssen. Er zeigte ferner, dass bei verkieselten Epidermiszellen sich ganz allgemein die Verkieselung auch eine Strecke weit auf die Seitenflächen fortsetze. Das Aschenskelet zeigt nämlich, diesen Flächen entsprechend, nach Innen vorspringende Leisten (Fig. 75). Oft wechseln in einer Membran (*Equisetum hiemale*) siliciumreiche mit siliciumärmeren Schichten ab (das Aschenskelet erscheint geblättert), wie denn überhaupt der Siliciumgehalt an verschiedenen Stellen der Membran ein sehr verschiedener sein kann; ja, es können öfters nur ganz bestimmte, kleine Stellen derselben verkieseln (Cuticularknötchen vieler Palmen- und Scirpusblätter).

Oft sind nur die Haare verkieselt (*Urtica-*, *Campanula*-Arten), die übrigen Epidermiszellen nicht, oder schwächer (*Deutzia*, *Parietaria*). Manchmal ausser den Haaren noch eine Scheibe der Epidermis um dieselben, oder diese allein (*Borragineen*, *Helianthus*), auch wohl nur die Spaltöffnungszellen u. s. w. Nicht selten zeigen verkieselte Membranen wärzchenförmige Protuberanzen, so nach Sanio die Spaltöffnungen der Equiseten.

---

[1]) Thonerde findet sich auch im Opium, im Milchsafte des Schöllkrautes, im Indigo, der *Asa foetida*, in der Wurzel von *Althaea officinalis*, der Zwiebel des Knoblauchs, dem *Semen Lycopodii*, dem Rhizome von *Aspidium filix mas* etc. Nach Bergmann („*De confectione aluminis.*“ *Opusc.* I) enthielten:

100 Theile Asche von	an Kieselerde	an Kalkerde	an Thonerde
Weizen	48	37	15
Roggen	63	21	16
Gerste	69	16	15
Hafer	68	26	6
Wiesenklee	37	33	30
Kartoffeln	4	66	30

Magnesia findet sich in grossen Mengen bei *Fucus vesiculosus*, in der Wurzel der *Bryonia alba*, in den Blättern von *Conium maculatum*, in der Rinde von *Canella alba* und *Daphne Mezereum*, in der Wurzel von *Glycyrrhiza*-Arten, *Geum urbanum* etc.

[2]) *l. c. pag.* 208 ff.

Auch im Pflanzeninnern finden sich Zellen mit verkieselten Membranen, so (nach Mohl) Parenchymzellen und Gefässbündel in den Blättern der Buche, Korkeiche, Ficusarten, *Deutzia scabra* u. s. w.

4. Verkalkte Zellwände. Schon Payen[1]) zeigte, dass in der Asche vieler Pflanzen, insbesondere mancher Meeralgen, sich grössere Mengen von kohlen-, schwefel- und oxalsaurem Kalke zeigen.

So ergeben seine Analysen für:

Gehalt an	*Corallina officinalis*	*Halymeda Opuntia*
Kohlensaurem Kalke	67·20	90·16
Kohlensaurer Magnesia	9·35 = 77·6	5·50 = 96·2
Schwefelsaurem Kalke, Silicium etc.	1·05	5·54
also organische (verbrennliche) Substanz	22·4	3·8
	100·0	100·0

Desgleichen findet sich in der Substanz der Cystolithen (S. 24) kohlensaurer Kalk[2]) vor, aber in krystallinischer Form[3]).

Nicht selten finden sich in der Zellhaut eingelagert Krystalle von oxalsaurem Kalke[4]).

So in den Membranen der Oberhautzellen von *Coniferen*, *Mesembryanthemum*- und *Sempervivum*-Arten; in den Aussenwänden der Epidermis von *Dracaena*-Arten[5]), wo sie zu 1 bis 10 in einer Zellhaut liegen und bis 7 μ Länge erreichen (Fig. 76). Sie finden sich ferner im Bastgewebe von *Araucaria brasiliensis*[6]), von *Taxineen* und *Cupressineen*[7]) (Fig. 77); im Rindengewebe vieler *Gymnospermeen*, sowie bei *Acer*, *Fagus*, *Salix*, *Populus* etc.; sehr zahlreich in allen Theilen der *Welwitschia mirabilis*[8]) und anderer *Gnetaceen*[9]); in der Samenschale von *Magnolien*[10]) u. s. w. Die Art und Weise, wie diese Einlagerung erfolgt, spricht (nach Pfitzer)

---

[1]) *l. c. pag.* 158.

[2]) Kohlensaurer Kalk löst sich unter Gasentwicklung in Essigsäure; oxalsaurer Kalk ist in Essigsäure unlöslich, dagegen löslich in Salzsäure ohne Gasentwicklung.

[3]) J. Sachs. „Lehrbuch der Botanik.“ 1874. S. 69.

[4]) Solms-Laubach, Graf v. „Bot. Ztg.“ 1871. *pag.* 509 ff. — E. Pfitzer. „Flora.“ 1872, *pag.* 97 ff.

[5]) Den Spaltöffnungen fehlen sie da vollständig.

[6]) C. Winkler in „Botan. Zeitung.“ 1872. *pag.* 97 ff.

[7]) Allen *Abietineen* fehlen sie dagegen.

[8]) D. Hooker in „*Transact. of the Linn. society.*“ 25.

[9]) C. E. Bertrand in „*Annal. des sc. natur.*“ 5. Sér. XX. 1874, *pag.* 8 ff.

[10]) Millardet in „*Annal. des sc. natur.*“ 4. Sér. V.

in vielen Fällen für ein Wachsthum der Zellhaut durch Apposition. Ausser den erwähnten Einlagerungen finden sich häufig Eisensalze in der Membran von Pflanzenzellen vor. So weit sie da durch Reagentien (Rhodankalium) direct mikroskopisch nachweisbar sind [1]), treten sie stets in unlöslicher Form auf, und zwar als unlösliche Oxyd-Verbindung in den Holzzellen von *Juglans regia*, *Fraxinus excelsior*, *Platanus orientalis* etc., im Marke von *Platanus orientalis*, in den Bastzellen von *Viscum album* u. s. w. Als unlösliche Oxydul-Verbindung wurde es nachgewiesen in der Membran der Holzzellen von *Betula alba*, *Quercus Cerris*, *Taxus baccata*, *Prunus Padus* etc.; im Marke von *Sambucus nigra*, *Negundo fraxinifolium* etc.; im Baste der Gefässbündel von *Robinia viscosa* u. s. w.

e) Molecularstructur der Zellhaut. Die Schichtung und Streifung der Zellhaut (S. 37), ihr Imbibitionsvermögen und ihre Quellungserscheinungen (S. 44), sowie endlich ihr optisches Verhalten (S. 55) hat Naegeli [2]) in scharfsinnigster Weise benützt, um daraus Schlüsse auf die moleculare Structur pflanzlicher Zellhäute zu ziehen.

Die Fähigkeit eines festen Körpers (in unserem Falle der Zellhaut), Flüssigkeit in sich aufzunehmen (zu imbibiren), ist physikalisch nur denkbar, wenn man annimmt, dass dessen kleinste Substanztheilchen — Molecule — oder Gruppen derselben — Molecul-Complexe — sich dabei mit Flüssigkeitsschichten umgeben, die sie zugleich mit solcher Kraft anziehen, dass dadurch die gegenseitige Attraction der Molecule überwunden wird und dieselben demnach auseinanderrücken, wodurch also auch eine Volumzunahme — Quellung — des imbibirenden Körpers (Zellhaut) hervorgebracht wird.

Bekanntlich erfolgen nun Quellung und Schrumpfung der Zellhaut bei Flüssigkeitsaufnahme oder Abgabe sehr ungleichmässig (S. 44), es müssen daher nothwendigerweise die Substanzmolecule derselben nach verschiedenen Richtungen des Raumes hin ungleiche Dimensionen haben. Hätten sie das nicht, so müssten Quellung und Schrumpfung nach allen Richtungen hin mit gleicher Grösse erfolgen.

Die Molecule der Zellhaut müssen also nach den verschiedenen Richtungen des Raumes hin ungleiche Durchmesser besitzen, also anisometrisch gestaltet sein.

Daraus ergibt sich aber ganz von selbst, dass ihre grösste Dimension in der Richtung des geringsten Aufquellens,

---

[1]) A. Weiss und J. Wiesner. „Sitzungsberichte der Wiener Akademie.“ 1860. XL. 276.

[2]) „Sitzungsber. der Münchener Akademie.“ 1862, 8. März.

ihre kleinste in der des mächtigsten Aufquellens liegen müsse.

Die Attraction der Molecule zu einander muss aber weiter in der Richtung ihres grössten Durchmessers (also ihrer grössten Masse) am stärksten wirken; sie werden also dort am meisten sich einander nähern; ihre Flüssigkeitshüllen müssen also dort am kleinsten, dünnsten sein.

Die anisometrischen Molecule der Zellhaut sind demnach von Flüssigkeitshüllen umgeben, welche an den verschiedenen Stellen des Molecul-Umfanges verschiedene Mächtigkeit zeigen; am mächtigsten in der Richtung des kleinsten Molecul-Durchmessers, am dünnsten in der des grössten Durchmessers erscheinen.

Die Mächtigkeit der Flüssigkeitshüllen kann aber eine gewisse Grenze niemals überschreiten. Zwar muss die Anziehung der Substanzmolecule zur imbibirten Flüssigkeit natürlich grösser sein, als die der Molecule gegen einander, weil sonst eben keine Flüssigkeitsaufnahme stattfinden würde; aber diese Attraction wird mit der Entfernung (also mit dem Wachsen der Flüssigkeitshülle) selbstverständlich immer schwächer, und zwar verringert sie sich rascher als die zwischen den Substanzmoleculen untereinander bestehende Anziehung[1]). Auf einer gewissen Grösse angelangt, überwiegt dann die letztere[2]) ihre Anziehung für Flüssigkeit; es kann dann, auch bei der reichsten Zufuhr, keine Aufnahme derselben mehr erfolgen; die Flüssigkeitshülle jedes Moleculs kann sich nicht weiter mehr vergrössern. In diesem Zustande nennen wir die Zellhaut mit Flüssigkeit gesättigt; die Molecule sind da mit den grösstmöglichen Flüssigkeitshüllen umgeben.

Im trockenen Zustande berühren sich die Substanzmolecule, im feuchten ist jedes mit einer Flüssigkeitshülle umgeben, deren Grösse bis zur Sättigung der Membran mit Flüssigkeit immer zunimmt.

Naegeli hatte schon früher („Die Stärkekörner", *pag.* 345 ff.) gezeigt, dass grössere Substanzmolecule durch dünnere Flüssigkeitshüllen getrennt sind, wie kleinere Molecule. Ein Körper, bei welchem also alle Molecule gleich gross sind, muss demnach überall den gleichen Wassergehalt zeigen. Daraus folgt umgekehrt, dass bei einem Körper, der, wie die Zellhaut, aus Lagen abwechselnd

---

[1]) Fechner, G. Th. „Atomen-Lehre." 1864, *pag.* 126, zeigt klar die Zulässigkeit dieser Annahme.

[2]) Wenn ein bestimmtes Maximum der Entfernung erreicht ist, bis wohin das Molecul noch Flüssigkeit an sich zu binden vermag.

wasserreicherer und wasserärmerer Substanz besteht, die Substanzmolecule sehr verschieden gross sein müssen.

Wir sind demnach bis jetzt zu folgenden Resultaten gekommen: Die Zellhaut besteht aus Moleculen von sehr verschiedener Grösse; die wasserreicheren Lamellen haben kleinere, die wasserärmeren grössere Molecule. Jedes derselben hat nach den verschiedenen Richtungen des Raumes hin verschiedene Durchmesser. Bei Flüssigkeits-Imbibition und Quellung erscheinen sie von Flüssigkeitshüllen getrennt, die an den Punkten des grössten Molecul-Durchmessers am dünnsten sind und bis zur Sättigung der Zellhaut an Grösse stetig zunehmen. Der grösste Diameter der Molecule liegt stets in der Richtung der geringsten Quellbarkeit der Zellhaut, der kleinste in der der grössten Quellbarkeit derselben.

Was die factische Gestalt der Molecule betrifft, so lässt die Anordnung der Schichtung und Streifung es in hohem Grade wahrscheinlich erscheinen, dass das Bild, das sie geben (Fig. 63), in grossem Massstabe das der Molecule sei, dass also auch die Substanzmolecule im Allgemeinen die Form von parallelepipedischen Prismen haben, deren Längsaxe senkrecht auf der Zellhaut steht[1]) oder wenigstens sehr steil gegen dieselbe geneigt ist[2]) und deren Endflächen Quadrate, Rhomben oder Sechsecke darstellen.

Für diese Annahme scheinen auch die Erscheinungen der Doppelbrechung pflanzlicher Zellhäute zu sprechen. Der Umstand, dass dieselben sehr starken Biegungen und Zerrungen ausgesetzt werden können, ohne dass ihr optisches Verhalten (Doppelbrechung, Interferenzfarbe etc.) eine Veränderung erleidet, schliesst von vorneherein die sonst sehr naheliegende Annahme aus, als könnte die Doppelbrechung pflanzlicher Zellhäute durch ähnliche Spannungs-Differenzen erzeugt werden, wie solche etwa bei isotropem Glase (in Folge von Druck oder Zerrung) dessen Anisotropie hervorrufen.

Ebensowenig kann aber auch die chemische Constitution der Membran Ursache ihrer Doppelbrechung sein, sondern wir müssen dieselbe in den Moleculen selber suchen.

Nun zeigen die Interferenzfarben, in denen pflanzliche Zellhäute im Polarisations-Mikroskope erscheinen, dass die optisch wirksamen

[1]) Wenn Schichtung und Streifung sich unter rechten Winkeln schneiden.

[2]) Bei schief zur Schichtung verlaufenden Streifensystemen.

Elemente der Zellhaut drei verschiedene Dichtigkeits- oder Elasticitätsaxen besitzen, also die Natur zweiaxiger Krystalle haben müssen. Das eine Mal (Stärke, verkorkte und cuticularisirte Zellhäute) steht — wie wieder die Interferenzfarben lehren — die kleinste, bei aus Cellulose gebildeten Membranen aber die grösste Dichtigkeitsaxe senkrecht zur — im Mikroskope sichtbaren — Schichtung der Zellhaut (S. 58).

Da nun auch ein, nicht unter dem Polarisationswinkel, schief auf einen von parallelen Flächen begrenzten, durchsichtigen Körper auffallender Lichtstrahl, sowohl reflectirt als gebrochen, theilweise polarisirt erscheint, muss (bei der obigen Annahme parallelepipedischer Prismenmolecule) durch sie hindurchgehendes gemeines Licht theilweise polarisirt erscheinen, sobald ihre Seitenflächen zur Sehaxe geneigt sind.

Eine aus solchen Moleculcomplexen zusammengesetzte Zellhaut wird also factisch das Licht doppelt brechen müssen.

Man kann also die Zellhaut [1]) zusammengesetzt annehmen aus krystallinischen doppeltbrechenden Moleculen, die in bestimmter, regelmässiger Anordnung nebeneinander liegen.

Hofmeister [2]) erklärt die Doppelbrechung pflanzlicher Zellhäute aus der Polarisation des einfach gebrochenen und durch enge Spalten gegangenen Lichtes. Es ist nämlich bekannt, dass gemeines Licht beim Durchgehen durch ein System geneigter Glasplatten grösstentheils polarisirt erscheint, desgleichen Licht, das durch enge Spalten mit spiegelnden Flächen hindurchgeht, stets senkrecht zur Richtung der Spalten polarisirt ist.

Nun müssen sich aber allerdings an der Grenze zwischen den Substanzmoleculen und ihren Flüssigkeitssphären — in Folge der bedeutend stärker lichtbrechenden Kraft der ersteren — spiegelnde Flächen bilden; ferner kann man annehmen, dass die wasserreichen (schwach lichtbrechenden) Membranschichten zwischen den wasserarmen (stark brechenden) gerade so — oder wohl besser ähnlich — wirken, wie lufterfüllte Spalten in einem festen Körper. Wir hätten also auch unter dieser Annahme alle Bedingungen der Doppelbrechung gegeben.

---

[1]) Es ist wohl einleuchtend, dass diese Betrachtungen nicht nur für die Zellhaut, sondern überhaupt für alle organischen Körper (Stärke etc.) Anwendung finden. Vergl. Naegeli, „Stärkekörner." 1858, *pag.* 332 ff.

[2]) „Pflanzenzelle." *pag.* 351 ff. Timirjaseff (Arb. d. Petersb. Ges. d. Nat. 1874. V.)

V. Capitel.

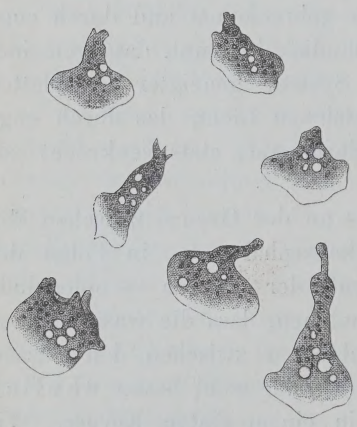
Der Inhalt der Pflanzenzellen.

§. 9. Protoplasma.

1. Vorkommen desselben. Das Lumen (der freie Innenraum) jugendlicher Pflanzenzellen ist, wie bereits erwähnt (S. 3), fast oder ganz ausgefüllt von einer zähe flüssigen Substanz, welche Mohl Protoplasma[1]) genannt hat.

Das Protoplasma fehlt keiner lebenden Zelle; es ist der eigentliche Träger des Lebens, des Wachsthums und der Vermehrung derselben. In der Jugend reichlich vorhanden (Fig. 3 *a*), wird es später immer mehr zur Bildung (Verdickung) der Zellhaut bereits fertiger Zellen, auch wohl zur Neubildung von Zellen verwendet (Cap. VI), und durch Wachsen (Zunahme) des wässrigen Zellsaftes in seinen Vacuolen, der stark geschwundene Rest desselben immer mehr an die Zellwand gedrängt. Anfangs bildet dieser Wandbeleg, welcher meist den Cytoblasten (§. 10) einhüllt, durch Protoplasmafäden, die das Zelllumen durchsetzen, verbunden, noch einen geschlossenen Protoplasmakörper; nach und nach verlieren sich aber diese Plasmastränge mehr und mehr, schliesslich wird auch der peripherische Wandbeleg verbraucht und die Zelle hat damit aufgehört zu leben, wenn sie auch selbstverständlich noch weiter rein physikalischen Vorgängen (Diffusion etc.) dienen muss.

Fig. 78.



Vergrösserung 620. Junge Plasmodien von *Ceratium hydnoides*. (Nach Woronin.)

Manche niedere Pflanzen bestehen lediglich aus Protoplasma, das von keiner Zellhaut umschlossen ist. Es sind diess die sogenannten Schleimpilze oder Myxomyceten[2]). Ihren Protoplasmakörper hat man, schon seiner meist beträchtlichen Grösse halber, als Plasmodium unterschieden (Fig. 78, 82)[3]).

---

[1]) Vor Mohl als Pflanzenschleim, Pflanzenleim etc. bekannt.

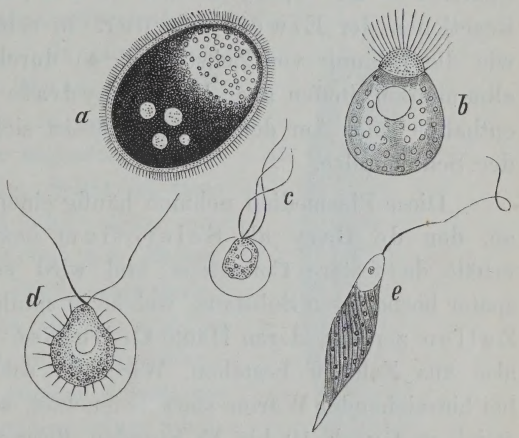
[2]) Bary, A. de. „Die Mycetozoen." Leipzig 1864.

[3]) Die Tiefseeforschungen der Neuzeit haben gelehrt, dass der Meeresgrund in bedeutenden Tiefen (4000 Meter und mehr) geradezu überzogen ist mit einer den Plasmodien auch in seinen Bewegungen gleichen Plasmasubstanz, die man *Bathybius* etc. genannt hat. Mehr darüber bei Haeckel u. A.

Aber auch einzelne Pflanzenzellen von Gewächsen, welche aus mit elastischen Häuten umgebenen Elementar-Organen bestehen, entbehren der Zellhaut für längere oder kürzere Zeit — man nennt sie hüllenlose oder Primordialzellen. Es sind diess in der Regel der Fortpflanzung dienende oder dieselbe einleitende, von dem Mutterorganismus sich loslösende und dann frei bewegliche Plasmakörper (Zellen), die man als Schwärmsporen (Fig. 79) u. s. w. kennt.

Keine Thatsache spricht übrigens dagegen, dass auch im Gewebe höherer Pflanzen die durch Zellvermehrung (Zelltheilung) neu entstehenden, eben individualisirten Zellen zuerst als primordiale in Erscheinung treten und ihre Cellulose-Membranen erst in einem etwas späteren Stadium erhalten, wie diess bei der sogenannten freien Zellbildung (§. 29) notorisch der Fall ist.

Fig. 79.



Verschiedene Schwärmsporen. *a* von *Vaucheria clavata*, *b* von *Oedogonium gemelliparum*, *c* von *Ulothrix zonata*, *d* von *Chlamidococcus pluvialis*, *e* *Euglena viridis*.

Nicht selten erscheint das Protoplasma einer Pflanzenzelle in Form dünner, peitschenartiger Fortsätze ausserhalb derselben ausgezogen, wie z. B. bei den *Volvocineen*, bei *Chlamidococcus* etc., und bei der Mehrzahl der Schwärmsporen überhaupt (Fig. 79).

In allen Fällen bildet das Protoplasma den wichtigsten Theil des Inhaltes des Pflanzenzelle.

2. Aussehen und chemisches Verhalten des Protoplasma's. Das Protoplasma erscheint unter dem Mikroskope als eine farblose oder blassgelblich gefärbte, durchsichtige Substanz, welche auch bei den stärksten Vergrösserungen sich vollkommen scharf und schroff von der übrigen Zellflüssigkeit abhebt, und den Eindruck einer zähe flüssigen, schleimigen, äusserst verschiebbaren (beweglichen) Materie macht. In ihr eingebettet liegt eine zahllose Menge meist ausserordentlich kleiner Körnchen von anderem Licht-

brechungsvermögen, die sich theils als Tröpfchen fetten Oeles[1]), theils als Stärkekörnchen (§. 15) zu erkennen geben, theils wegen ihrer Kleinheit, ihrer Natur nach vorläufig unbestimmt bleiben müssen.

Die leichte Verschiebbarkeit des Protoplasma's wird durch seinen grossen Wassergehalt bedingt (fast nie unter 70% seiner Masse), obgleich es mit Wasser selbst nur schwer und nur in ganz bestimmten Verhältnissen sich mischt. Dagegen quillt es stets bei Wasseraufnahme, und schrumpft bei Wasserabgabe, und die Erscheinungen dieser Quellung und Schrumpfung, sowie überhaupt der leicht sich ändernde Wassergehalt desselben, sind unstreitig Ursache der meisten sogenannten vitalen Erscheinungen im Zellleben.

Das Protoplasma besteht — im Gegensatze zur stickstofffreien Zellhaut — aus *C*, *H*, *O* und *N* und zeigt alle charakteristischen Reactionen der Eiweisskörper. In seiner Substanz müssen aber, wie die Bildung von Zellstoff (§. 4) durch dasselbe beweist, ausser albuminösen Stoffen auch Kohlenhydrate (Körper der Dextrinreihe) enthalten sein. Am deutlichsten erweist sich das bei den Plasmodien der Schleimpilze.

Diese Plasmodien nehmen häufig einen sogenannten Ruhezustand an, den de Bary als Sclerotium bezeichnet. Das Plasmodium erhält da festere Consistenz und wird zu Klumpen einer wachs-, später hornartigen Substanz, welche in zahllose $^1/_{27}{}^{mm}$ bis $^1/_{40}{}^{mm}$ grosse Zellen zerfällt, deren Häute Cellulose-Reaction (S. 19) zeigen, also aus Zellstoff bestehen. Wird ein solches trockenes Sclerotium bei hinreichender Wärme stark befeuchtet, so quillt es sofort auf, wird weich und nach 10 bis 15 Stunden fliessen seine Zellen der Mehrzahl nach wiederum zu einem beweglichen Plasmodium zusammen. Bevor diess geschieht, verschwinden die Cellulosehäute; anfangs sind sie der Form nach noch kennbar, aber nicht mehr blau zu färben, später findet man an ihrer Stelle nur mehr eine hyaline, structurlose Gallerte; zuletzt ist jede Spur verschwunden, die Cellulose muss also im Protoplasma, in dem sie vorhanden war, wieder gelöst worden sein[2]).

Ausser Eiweiss-Substanzen, Kohlenhydraten und Fett (Oel) enthält das Protoplasma noch geringe Mengen feuerfester Substanz, da es auf dem Platinbleche geglüht kleine Quantitäten Asche zurücklässt.

---

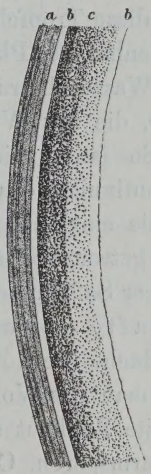
[1]) Liegen Protoplasma-Theile längere Zeit in Chlorcalcium etc., so fliessen sie in der Regel zu grösseren Tropfen zusammen. — Nach Ganneau (*Compt. rend.* LXXIX. 509) sind sie anfangs frei und zeigen Molecularbewegung, erst später werden sie vom Plasma eingeschlossen (?).

[2]) Bary, A. de. „Die Mycetozoen.“ 1864, *pag.* 98, 101 ff.

Wie bereits erwähnt (§. 6), zeigt sich jede Protoplasma-Masse an ihren Aussenflächen begrenzt von einer zarten (bei Plasmodien, *Vaucheria*-Sporen etc. als deutlicher, öfter sogar radial gestreifter Saum auftretenden und messbaren) homogenen, körnchenfreien Schicht, welche durchsichtiger, stärker lichtbrechend und dichter [1]) ist als die übrige Plasmasubstanz. Pringsheim [2]) hat sie die Hautschicht des Protoplasma's (Fig. 80 *b*) genannt. Diese Hautschicht, nach Aussen schroff abgesetzt, geht nach Innen allmälig in die übrige körnerreiche und deshalb als Körnerschichte bezeichnete (Fig. 80 *c*) Protoplasmasubstanz über, von der sie im lebenden Zustande indess durch keinerlei Mittel getrennt werden kann.

Es ist wahrscheinlich die sogenannte Hautschicht nichts Anderes als die farblose, homogene, körnchenfreie Grundsubstanz des Protoplama's, die man als eigentliches Protoplasma, von dem Metaplasma [3]), das heisst dem factischen *in toto*, sammt allen Beimengungen, bisher sogenannten Protoplasma, unterscheiden sollte. Selten ist diese Grundsubstanz vorwiegend oder allein vorhanden (Cotyledonen der Keime von *Helianthus, Phaseolus, Valisneria*), häufig aber derart von Körnchen besetzt, dass sie unter ihnen ganz verschwindet (Sporen- und Pollenzellen).

Fig. 80.



Stück einer Zelle (halbschematisch); *a* die Zellhäute, *b* die Hautschicht (beiderseits), *c* die Körnerschicht des Protoplasma's.

Das Protoplasma ist, gemäss seiner chemischen Constitution, insbesondere seines Stickstoffgehaltes, durch einige hervorragende mikrochemische Reactionen ausgezeichnet. Durch Jodlösung färbt es sich gelb bis dunkelbraun, durch Salpetersäure und später Ammoniak oder Aetzkali dunkelgelb (Xanthoprotein). Mit Zuckerlösung und Schwefelsäure wird es rosenroth, durch salpetersaures Quecksilberoxydul (Millon'sches Reagens) ziegelroth, mit Kupfervitriollösung und später Kalilauge violett gefärbt. Es gerinnt bei Berührung mit Alkohol und Säuren

---

[1]) Bekanntlich ist jeder tropfbar flüssige Körper an seiner Oberfläche beträchtlich dichter wie in seinem Innern. (Poisson, Hagen in „Abhandlungen der Berliner Akademie", 1845.)

[2]) „Bau und Bildung der Pflanzenzelle." 1854, *pag.* 8.

[3]) Hanstein, J. „Botan. Zeitung." 1868, *pag.* 710.

und bei Erwärmung über 50° C., und stösst, geglüht, ammoniakalische Dämpfe aus.

Lebendes Protoplasma kann man von todtem sehr leicht durch sein eigenthümliches Verhalten gegen Farbstoffe unterscheiden.

Das lebende Protoplasma nimmt nämlich gelöste Farbstoffe (man wendet essigsaures Cochenillenextract, ammoniakalische Carminlösung, Anilinfarben zur Tingirung an) absolut nicht auf; es erscheint stets als farblose Masse von ihnen scharf getrennt [1]), während es getödtet ihm dargebotene Farbstoffe aufspeichert, sich also intensiver als die Lösung selber färbt [2]).

3. Physikalische Eigenschaften des Protoplasma's.

a) Vacuolenbildung. Es ist eine ganz allgemeine Erscheinung, dass Wasser sich in Form grösserer oder kleinerer Tröpfchen in der Substanz des Protoplasma's ausscheidet (Fig. 79). Man nennt diese Tröpfchen Vacuolen und kann sich dieselben, respective vacuolenhaltiges Plasma versinnlichen, wenn man einen Badeschwamm unter Wasser betrachtet, und die Schwammsubstanz als den Plasmakörper, die mit Wasser gefüllten Löcher als Vacuolen ansieht.

So lange die Vacuolen klein bleiben, unterbrechen sie nicht die Continuität des Protoplasma's; sie wachsen indess häufig derart, dass die einzelnen Vacuolen nur durch dünne Plasmastränge von einander getrennt sind (Fig. 4 *c*). Diess gibt Veranlassung zur Bildung grösserer Safträume in Pflanzenzellen — dem sogenannten wässrigen Zellsafte — sowie zur Zurückdrängung des Protoplasma's an die Innenfläche der Zellhaut. Durch künstlich zugeführte Flüssigkeit kann man das Volum der Vacuolen so vergrössern, dass sie sogar die feste Zellhaut sprengen und der Inhalt herausgeschleudert wird (Schwärmsporen, Cytoblasten).

Oft zerfällt auch das Protoplasma einer Zelle theilweise in einzelne kleinere Partien, welche bestimmte kleine Inhaltsportionen der Zelle umschliessen, die dann gleichsam von einer zarten Plasmahaut umgeben erscheinen.

Diess ist ganz allgemein der Fall im Fleische von Beerenfrüchten und man hat diese Art von Vacuolen als Schleimbläschen, Saftbläschen oder Bläschen kurzweg bezeichnet [3]). Generisch sind sie von Zellen nicht verschieden, da sie Amylum, Chlorophyll,

---

[1]) An lebenden, Farbstoff führenden Zellen der Blumenblätter, Haare etc. besonders bemerkbar.

[2]) Naegeli, C. „Pflanzenphysiologische Untersuchungen." I., *pag.* 5 ff.

[3]) Weiss, A. „Sitzungsberichte der Wiener Akademie." 1864 und 1866. — Sehr hübsch auch beim austretenden Plasma absichtlich verletzter *Chara-*, *Nitella-* und *Vaucheria*-Zellen.

Farbstoffe etc. enthalten, sich weiter fortentwickeln und unter Umständen eine deutliche Membran erkennen lassen[1]). Sie in allen Fällen als Artefacte zu bezeichnen[2]), halte ich dermalen für durchaus unzulässig.

Eine ganz besondere Art bilden die sogenannten contractilen oder pulsirenden Vacuolen, wie man sie äusserst häufig bei niederen (einzelligen) Pflanzen und deren Fortpflanzungszellen antrifft[3]). Man bemerkt da, wie eine anfangs kaum sichtbare Vacuole nach und nach an Grösse immer mehr zunimmt, um endlich, nach Erreichung eines gewissen Maximums, total zu verschwinden. Nach kurzer Zeit tritt an derselben Stelle abermals eine kleine Vacuole auf, die sich rasch vergrössert, endlich wieder verschwindet, und diess rhythmische Spiel dauert ununterbrochen fort[4]). Oft erfolgen die einzelnen Pulsationen innerhalb weniger Secunden (*Volvocineen*), oft aber äusserst langsam (*Myxomyceten*, Vacuolen an *Closterium*-Enden); auch zeigt sich, wenn mehrere derartige Vacuolen in einer Zelle vorhanden sind, nicht selten eine regelmässige Reihenfolge in ihren Pulsationen (*Gonium pectorale*).

Cohn gibt folgende, äusserst treffende Erklärung dieser contractilen Vacuolen. Er sagt: Bei der Abnahme der Imbibitionsfähigkeit des Protoplasma's wird ein Theil der in ihm enthaltenen wässerigen Flüssigkeit als kugeliger Tropfen (Vacuolen) ausgeschieden. Dauert jene Abnahme fort, so vergrössert sich der Tropfen, wird die Imbibitionsfähigkeit gesteigert, so schluckt das Protoplasma ihn zum Theile oder vollständig wieder ein. Der Wechsel geschieht in regelmässigen Perioden, nur ist die Abnahme in allen beobachteten Fällen allmälig, die Zunahme reissend schnell — die Vacuole wächst langsam, aber sie verschwindet oder verkleinert sich plötzlich.

b) Imbibitionsvermögen und Permeabilität. Das Protoplasma theilt die allgemeine Eigenschaft organischer Substanzen, bei Wasserzufuhr[5]) sein Volum zu vergrössern, bei Wasserentziehung zu verringern — es ist imbibitionsfähig und quellbar in hohem Grade. Begreiflicherweise quillt und schrumpft dasselbe desto stärker, je vacuolenreicher es ist. Es ist eine längst bekannte Thatsache, dass bei Behandlung von Zellen mit einem wasserentziehenden Mittel (Zuckerlösung, Alkohol, Säuren) der protoplasmatische Wandbeleg

---

[1]) Weiss, A. *l. c.*

[2]) Hofmeister, W. „Die Lehre von der Pflanzenzelle.“ *pag.* 368.

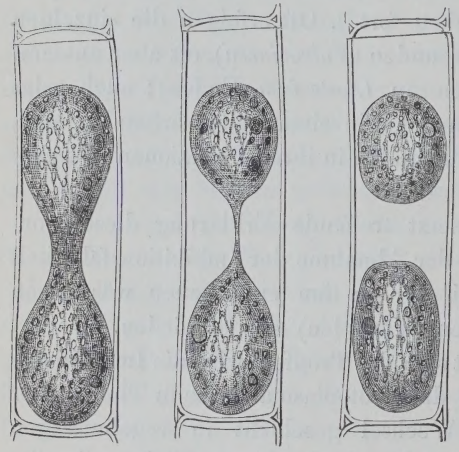
[3]) Cohn, F. „*Nova acta acad. caes.*“ *L. C. N. C.* 24. I.

[4]) Diese Vacuolen an factischen Pflanzenzellen wurden oft (Ehrenberg) als Magensäcke von Infusorien gedeutet.

[5]) Es wurde allgemein Wasser statt Flüssigkeit gesetzt.

derselben sich contrahirt, von der Zellwand loslöst und den Inhalt in Form eines oft gefalteten Säckchens umschliesst (Fig. 81). Die äusserste, hyaline Schicht desselben, die Hautschicht, wurde sogar lange Zeit als aparte Zellhaut, als Primordialschlauch[1]) gedeutet. Wasserzufuhr gleicht das wieder aus, das Protoplasma quillt dabei zu seinem normalen Volum und legt sich wieder an die Zellwand an. Die Schrumpfung (Contraction) ist oft eine äusserst bedeutende, wie man z. B. an *Oedogonium*-Zellen sieht, deren Inhalt bei Behandlung mit Zuckerlösung auf beinahe die Hälfte seines Volumens sich zusammenzieht.

Fig. 81.



Vergrösserung 345. Drei Fadenzellen von *Oedogonium grande* bei Behandlung mit Zuckerwasser. Der Inhalt contrahirt sich immer mehr (*a*, *b*) und liegt endlich in Form zweier getrennter Inhaltsportionen in der Zelle.

Nur selten erfolgt übrigens bei Wasserentziehung die Contraction des Protoplasma's gleichmässig und gleichzeitig im ganzen Umfange der Zelle, sondern es geschieht die Loslösung an verschiedenen Stellen zu verschiedener Zeit und mit verschiedener Intensität, so zwar, dass öfters bei der Contraction der Zellinhalt sich zu mehreren sphärischen Klumpen ballen kann, die zwar anfänglich noch durch einen dünnen Strang verbunden erscheinen, später aber sich völlig isoliren (Fig. 81)[2]). Es leuchtet ein, dass diess Verhalten des Protoplasma's in einem differenten Wassergehalte seiner verschiedenen Stellen seinen Grund hat. Die wasserreichsten Partien lösen sich zuerst von der Zellhaut, später die wasserärmeren u. s. w. Selbstverständlich erfolgt die Contraction desto gleichmässiger und energischer, je concentrirter das Reagens gewählt wurde, nur bringt Wasserzufuhr in solchen Fällen nicht wieder den normalen Zustand hervor, die Contraction bleibt dauernd.

Eine Contraction des Protoplasma's erfolgt auch auf äussere Reize, auf Verletzung oder Quetschung. Berührt

[1]) Von Mohl (1844) so genannt; Karsten (1843) erklärt ihn als secundäre Zelle; Naegeli (1844) als eine Schleimschichte; Kützing (1841) nennt ihn Amylidzelle, Hartig (1843) *Ptychode*.

[2]) Besonders schön bei den Wurzelhaaren von *Hydrocharis morsus ranae*.

man eine *Nitella-* oder *Spirogyra-* oder *Oedogonium*-Zelle leicht mit der Spitze einer stumpfen Nadel, so zieht sich das Protoplasma derselben sofort von der Wandung zurück[1]). War der Reiz (Quetschung, Kälte oder Hitze etc.) zu stark, so vermag kein Mittel den contrahirten Inhalt wieder in die normale Vertheilung zu bringen; die Zellen wurden getödtet. Auch das grüne Protoplasma, aus welchem die Chlorophyllbänder der Spirogyren bestehen, zieht sich bei Verletzung derselben nicht selten in Kugeln zusammen[2]).

Bei allen diesen Contractionen erfolgt die Volumverringerung des Protoplasma's dadurch, dass dasselbe einen Theil seines Imbibitionswassers ausstösst, wobei sich häufig dessen Vacuolen um ein Beträchtliches verkleinern.

Schon die Imbibitionsfähigkeit des Protoplama's lässt auf die Permeabilität desselben für Flüssigkeiten schliessen. In der That diffundirt Wasser durch dasselbe so gut wie durch die Zellhaut, es zeigt sich aber viel renitenter gegen den Durchgang von in Wasser gelösten Stoffen als diese. Gewisse Substanzen (Farbstoffe) lässt es im lebenden Zustande gar nicht passiren. Bringt man in einer einen gelösten Farbstoff enthaltenden lebenden Pflanzenzelle den Inhalt zur Contraction, so tritt durch das Protoplasma hindurch eine farblose Flüssigkeit in das Wasser des Objectträgers, während die Farben-Intensität des vom Plasma umschlossenen Zellsaftes zunimmt, zum Beweise, dass es dem Farbstoffe den Durchgang verweigert. Getödtet, tritt das umgekehrte Verhältniss ein, das Plasma speichert dann einen ihm dargebotenen Farbstoff — wie alle Eiweisskörper — auf.

d) Bewegungs-Erscheinungen des Protoplasma's. Sowohl das hüllenlose, von keiner Zellhaut umschlossene, als auch das von elastischen Membranen umgebene Protoplasma zeigen eigenthümliche Bewegungs-Erscheinungen, welche theils in einer Ortsveränderung des ganzen Protoplasmakörpers, theils in Bewegungen der in seiner Substanz eingebetteten Körnchen ihren Ausdruck finden.

Es ist wohl begreiflich, dass diese Bewegungs-Erscheinungen am energischesten bei freien Protoplasma-Massen auftreten, während sie dort, wo die Zellhaut wie ein Sarg den lebendigen Protoplasma-

[1]) Bei den sogenannten reizbaren oder sensitiven Pflanzen erfolgt sicher auf den Reiz ebenfalls Protoplasma-Contraction, die ja unter Umständen leicht auch einen Flüssigkeitsaustritt aus den Zellen und totales Stören des Gleichgewichtszustandes, also Bewegungs-Erscheinungen zur Folge haben kann.

[2]) Naegeli, C. „Pflanzenphysiologische Untersuchungen." I. *pag.* 11.

leib umschliesst, nur mehr innerhalb des engen Rahmens des Zelllumens sich abspielen können. Treffend sagt Hanstein[1]): „Das Plasma ist ein lebendig bewegtes Einzelwesen, das aus Kern (Cytoblast), peripherischer Hülle und radialen oder netzförmigen Verbindungsgliedern bestehend, sich innerhalb seiner selbsterzeugten Schale — der Cellulosewandung — in dauernder Bewegung befindet. Wie die Molluske sich ihre Schale nicht allein baut, sondern sich in derselben bewegt, ebenso der Plasmaleib in seiner Zellhaut."

Im Allgemeinen können wir 1. Bewegungen von nacktem, membranlosen Protoplasma und 2. Bewegungen des von einer Zellhaut umschlossenen Protoplasma's unterscheiden.

Die ersteren sind von zweierlei Art:

1. Die kriechende oder amöbenartige Bewegung der Plasmodien. Die sogenannten Plasmodien[2]) (Fig. 78 und 82) sind die verschmolzenen Inhaltsmassen mehrerer oder vieler Fortpflanzungszellen (Schwärmer) der Schleimpilze oder Myxomyceten oder Mycetozoen. Sie stellen grössere oder kleinere, mannigfach gestaltete Protoplasma-Massen dar, in welchen das Protoplasma in lebhafter Strömung begriffen ist und welche durch Ausstülpen und Zurückziehen von Fortsätzen — wodurch fortwährende Aenderungen der Contour bewirkt werden — sich weiterschieben und gleichsam fortkriechen.

Ein treues Bild der äusserst complicirten Aussackungen etc. eines solchen Plasmodiums gibt Fig. 82.

Die grösseren Plasmodien, z. B. von *Didymium Serpula*[3]), *Stemonitis fusca* und *oblonga* etc., bedecken oft die Fläche von mehreren Quadrat-Centimetern und zeigen meist das Bild eines durchlöcherten Kuchens, der oft von einem Stiele getragen sich ausbreitet. Die äussere Form desselben kann nahezu starr werden, während im Innern noch lebhaftes Strömen der Körnerschicht stattfindet, erkennbar an dem raschen Dahingleiten der Körnchen, die in der Grundsubstanz eingebettet sind.

Diese Strömung beginnt an einem Punkte und greift von da stets nach rückwärts um sich; früher ruhende Theile werden

---

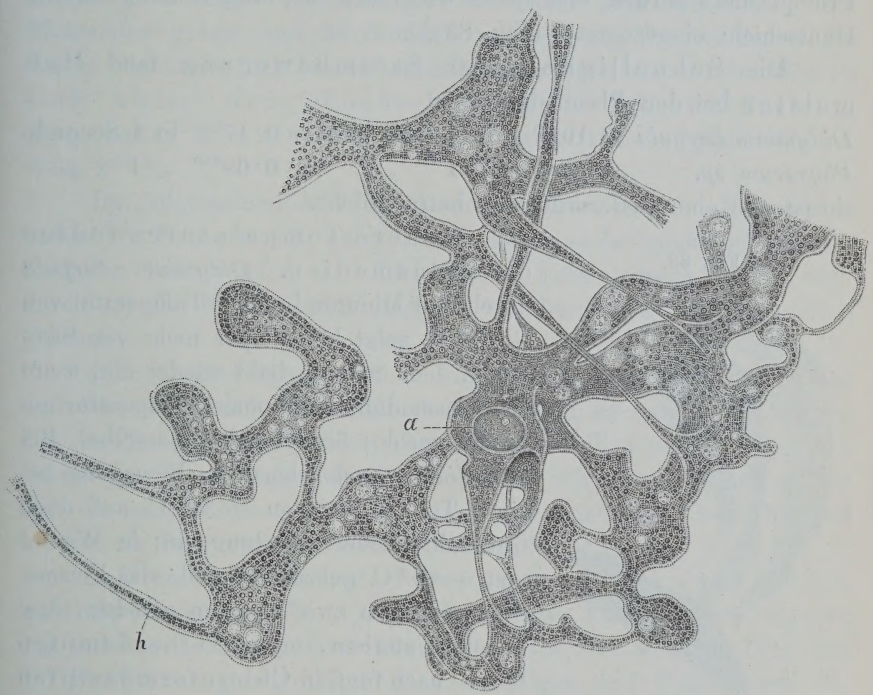
[1]) „Bot. Zeitung." 1872, *pag.* 22 ff.

[2]) Man kennt sie seit Langem (Fries, *Syst. mycol.*" 1833, III. 70); ihre eigentliche Natur hat indess de Bary zuerst erkannt („Zeitschr. f. wiss. Zoologie." X. 121 ff.).

[3]) *Didymium Serpula* kommt in Form von platten Bändern vor, die zu einem gelben Netzwerke gruppirt, auf faulenden Blättern sich finden. Eingetrocknet kann man sie lange aufbewahren und dann durch Wasserzusatz wieder leicht in bewegliches Plasma umwandeln.

in die Strombahn gezogen; Nachbarpartien bleiben oft unberührt; nach wenigen Minuten steht sie stille und schlägt dann meist die umgekehrte Richtung ein. Das Hinströmen überwiegt indess immer nach einer gewissen Richtung, die ganze Protoplasma-Masse wandert desshalb weiter, indem sie sich baumartig verzweigt (Fig. 82), einzelne Aeste miteinander verschmelzen etc. [1]). Gestalt und Richtung der Auszweigungen eines Plasmodiums sind vorzüglich durch die Schwerkraft und das Licht bedingt. So zeigen Plasmodien von *Aethalium septicum*,

Fig. 82.



Theil eines in Bewegung begriffenen Plasmodiums von *Ceratium hydnoides*. Bei *a* der Cytoblast, *h* die Hautschicht. (Nach Woronin.)

im Lichte entwickelt, kurze, dicke, gedrungene, gelbe Aeste; im Finstern dagegen lange, schmale, grüngelbe bis weissliche Auszweigungen [2]).

An langsam wandernden Plasmodien ist die Hautschicht sehr bemerkbar (Fig. 82 *h*), an schlanken Auszweigungen wird sie zeitweilig von der strömenden Masse (Körnerschicht) völlig entleert und bleibt als zusammensinkende Röhre zurück, die sich mit Wasser füllt,

[1]) Hofmeister. „Pflanzenzelle." *pag.* 18.

[2]) Derselbe, *l. c. pag.* 20.

das sie aus der Umgebung einsaugt. Die Auszweigungen (Fortsätze) treten als kleine Hervorragungen — zunächst der hyalinen Hautschicht allein — auf, die sich oft wieder zurückziehen.

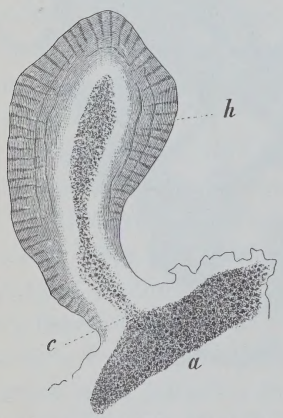
In die weiter wachsende Ausstülpung tritt sehr allmälig auch die körnige Innenmasse ein. Das Hervortreiben geschieht oft sehr rasch; so wuchsen z. B. in einer Minute die Fortsätze von *Didymium Serpula* $0 \cdot 4^{mm}$, eines *Physarum* $0 \cdot 29^{mm}$, von *Stemonitis fusca* $0 \cdot 15^{mm}$ etc. Beim Wiedereinziehen der Hervorragungen fliesst zuerst die körnige Innensubstanz wieder in die Hauptmasse des Protoplasma's zurück, erst später wird auch die, öfter radial gestreifte Hautschicht eingezogen [1]) (Fig. 83).

Die Schnelligkeit der Strombewegung fand Hofmeister bei den Plasmodien von

Didymium Serpula = 10^{mm} in 1 Minute, also $0 \cdot 17^{mm}$ in 1 Secunde
Physarum sp. = $5 \cdot 4^{mm}$ „ 1 „ „ $0 \cdot 09^{mm}$ „ 1 „

sie ist also eine ausserordentlich beträchtliche.

Fig. 83.



Vergrösserung 200. Ein im Einziehen begriffener Ast eines Plasmodiums von *Aethalium septicum*. Die Körnerschichte (*c*) ist aus demselben bereits nahezu ganz in die Hauptmasse des Plasmodiums (*a*) zurückgeflossen; die Hautschicht (*h*) zeigt Radialstreifung. (Nach Hofmeister.)

Höhere Temperaturen tödten die Plasmodien. *Didymium Serpula* durch fünf Minuten in einer Temperatur von + 30° C. zeigt keine Spur mehr von Strömung, doch tritt sie bald wieder ein, wenn das Plasmodium in normale Temperatur gebracht wurde; 35° C. tödtet dasselbe. Bei *Aethalium septicum* hörte die Bewegung bei einer Temperatur von + 39° C. auf, doch trat bald wieder Erholung ein; in Wasser von + 40° C. gebracht, wurde das Plasmodium schon in zwei Minuten getödtet, desgleichen sterben sie in Aetherdämpfen bereits nach fünf, in Chloroformdämpfen nach fünfzehn Minuten [2]). In Kohlensäure- und Wasserstoff-Atmosphären kann man sie nicht erziehen; in ersterer sterben sie sogar in kürzester Zeit ganz ab; auch gehen bereits entwickelte Plasmodien, durch 24 Stunden in Kohlensäure gehalten, ganz zu Grunde und verfallen unter Hinzutritt ungeheurer Vibrionenschwärme der Fäulniss [3]).

---

[1]) Hofmeister. „Pflanzenzelle.“ *pag.* 24.

[2]) Kühne, W. „Untersuchungen über das Protoplasma und die Contractilität.“ Leipzig 1864, *pag.* 87 ff.

[3]) Kühne *l. c.*

Concentrirte Lösungen von Zucker, Kochsalz, Glycerin etc. bringen die Plasmodien zur Abrundung und Contraction in keulige oder kugelige Massen mit hyalinen Säumen, die sich später mit stachligen Fortsätzen bedecken [1]).

Auf den Reiz von Inductionsschlägen verkürzen sich die peripherischen Ausbreitungen der Plasmodien, es erfolgt überhaupt Contraction. Kühne füllte zu grobem Pulver zerriebene trockene Myxomyceten, mit Wasser zu einem Brei gerührt, in den Darm eines Wasserkäfers und unterband denselben an beiden Enden. Diese kleine, 6^{mm} lange Protoplasmawurst wurde nun quer über die Elektroden gelegt und 24 Stunden in feuchtem Raume liegen gelassen. Sie zeigte sich hierauf merklich strammer und contrahirte sich unter den Wechselschlägen des Inductions-Apparates wie eine colossale Muskelfaser, und zwar um volle 2^{mm} [2]).

Im Allgemeinen bringen elektrische Ströme ein Zusammenballen des Protoplasma's hervor, doch kehrt es bei nicht zu heftigen Schlägen bald wieder in seine frühere Form zurück; auch wird durch sie die Körnchenströmung nur vorübergehend zum Stillstehen gebracht.

Inductionsschläge treiben in der Regel keulenförmige Fortsätze und Blasen aus den Plasmodien hervor, doch nur an jenen Stellen, die der Strom direct passirt, die anderen bleiben normal. Ist eine Partie des Plasmodiums durch zu starke Schläge getödtet, so löst sich die andere Masse oft von diesem abgestorbenen Theile los und kriecht als besonderes Individuum weiter [3]).

2. Die schwimmende Bewegung der Schwärmsporen und Spermatozoiden. Der Protoplasma-Tropfen oder Körper, aus welchem bei ihrem Entschlüpfen aus der Mutterpflanze (Fig. 69) die Fortpflanzungszelle (Spore) vieler Algen und Pilze, sowie die sogenannten Spermatozoiden der Charen, Moose u. s. w., besteht, bewegt sich durch eine oder mehrere schwingende, peitschenschnurartige Protoplasma-Fortsätze oder durch einen ganzen Ueberzug von schwingenden (Plasma-) Wimpern rasch und munter im Wasser herum. Die Contour der Protoplasma-Masse selbst wird dabei — entgegen den Plasmodien — nur selten geändert [4]), sondern es werden, nachdem das Herumschwärmen einige Zeit (meist wenige Stunden) gedauert, die Wimpern eingezogen, die Schwärm-

[1]) Kühne, *l. c.*

[2]) Desgleichen, *pag.* 81.

[3]) Desgleichen, *pag.* 78.

[4]) Z. B. bei *Euglena, Vaucheria, Chaetophora* etc.

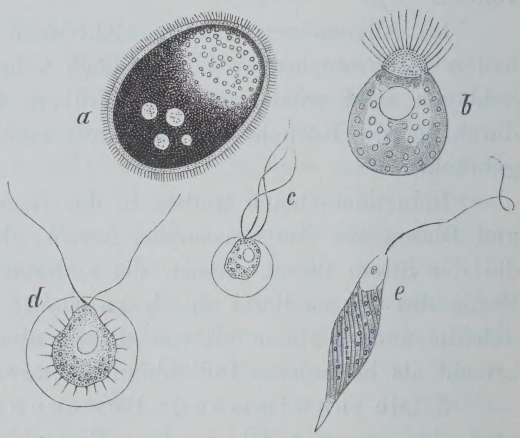
spore bleibt ruhend und umgibt sich mit einer Cellulosehaut. (Vergleiche §. 4.) (Fig. 69 *c*.)

Wieder entdeckt wurde diese Wimperbewegung der Schwärmsporen durch Unger[1]) an *Vaucheria*-Sporen. Trentepohl kannte sie bereits.

Die Bewegung während des Schwärmens besteht sowohl in einer fortschreitenden oder schwimmenden, als gleichzeitig in einer fortwährenden Axendrehung der Schwärmspore. Stets ist der wimpertragende Theil der bei der Bewegung vorausgehende Punkt, oft durch lichtere Färbung oder Farblosigkeit ausgezeichnet.

Die Zahl und Art der Anheftung der Wimpern ist bei den verschiedenen Schwärmsporen sehr verschieden. *Vaucheria*-Sporen (Fig. 84 *a*) haben ihre ganze Oberfläche damit bedeckt; einen Wimperkranz am Vorderende tragen die Schwärmsporen von *Oedogonium* - Arten (Fig. 84 *b*); vier Wimpern (Fig. 84 *c*) zeigen die von *Drapanaldia*, *Ulothrix*, *Chaetophora*; zwei Wimpern ganz vorne ausgestülpt (Fig. 84 *d*), die der *Volvocineen*, *Saprolegnia*, *Cladophora*; ebenfalls zwei Wimpern, aber mehr nach rückwärts entspringend, die von *Achlya* und *Fucoideen*; eine Wimper (Fig. 84 *e*) *Euglena* und die Schwärmer der Myxomyceten etc.

Fig. 84.



Verschiedene Schwärmsporen. *a* von *Vaucheria clavata*, *b* von *Oedogonium gemelliparum*, *c* von *Ulothrix zonata*, *d* von *Chlamidococcus pluvialis*, *e* *Euglena viridis*.

Die Axendrehung beim Vorwärtsbewegen erfolgt entweder constant nach links (*Chlamidococcus*, *Oedogonium*) oder constant nach rechts (*Vaucheria*, *Tetraspora lubrica*, *Stigeoclonium insigne*, *Ulothrix speciosa*) oder bald nach rechts, bald nach links (*Volvocineen*).

Treffen die Schwärmsporen bei ihrem Schwimmen auf ein Hinderniss, so bewegen sie sich sofort oft nach rückwärts, wobei sie stets nach der entgegengesetzten Richtung sich um ihre Axe drehen, wie beim Vorwärtsschwimmen.

Die Schnelligkeit der Bewegung ist im Allgemeinen eine rasche.

---

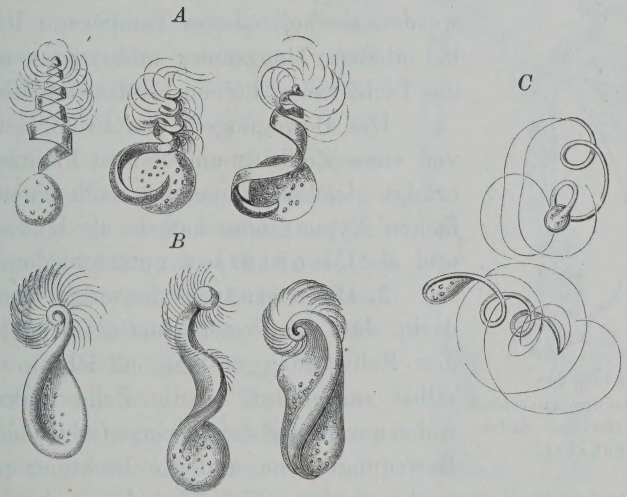
[1]) Unger, F. „Die Pflanze im Momente der Thierwerdung.“ Wien 1843.

So durchliefen die Schwärmsporen von

Aethalium septicum	700—900 μ	in der	Secunde	(Hofmeister)
Lycogala epidendron	330 μ	„ „	„	(Derselbe)
Tetraspora lubrica	166—83 μ	„ „	„	(Naegeli)
Oedogonium vesicatum	200—150 μ	„ „	„	(Hofmeister)
Vaucheria spec.	140—100 μ	„ „	„	(Derselbe)
Vaucheria spec.	7·3 μ	„ „	„	(Unger)
Botryocystis morum geht	70 μ	„ „	„	(Hofmeister)
Gonium pectorale „	46 μ	„ „	„	(Derselbe).

Erhöhung der Temperatur — innerhalb gewisser Grenzen — beschleunigt, Erniedrigung derselben verlangsamt die Bewegungen, welche überhaupt nur zwischen bestimmten Temperatur-

Fig. 85.



Spermatozoiden. *A* von *Equisetum Telmateja*, *B* vom *Gymnogramme pulchella*, *C* von *Nitella syncarpa*.

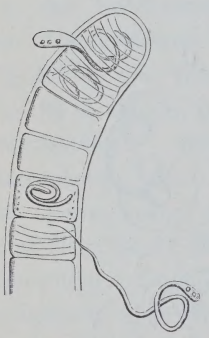
grenzen stattfinden, die z. B. für die Schwärmsporen von *Chlamidococcus pluvialis* zwischen + 5° C. und + 43° C. für die von *Stephanosphaera pluvialis* zwischen + 5° C. und + 40° C. liegen[1]). Licht scheint keinen Einfluss auf dieselbe zu nehmen, wenigstens bewegen sie sich im Dunklen eben so lebhaft, wohl aber wird die Richtung des Schwärmens sehr dadurch bestimmt. Der Lichtquelle zu folgt die Bewegung bei den Schwärmsporen von *Tetraspora, Cladophora, Vaucheria, Oedogonium*-Arten u. s. w., kurz in der überwiegenden Mehrzahl der Fälle; die Schwärmsporen von *Ulothrix speciosa* dagegen fliehen das Licht.

[1]) Hofmeister. „Pflanzenzelle.“ *pag.* 47.

Die Spermatozoiden oder Samenfäden der Moose, Farne, Schachtelhalme etc. sind faden- oder bandartige, meist spiralig aufgerollte Protoplasmakörper, deren schmäleres, vorderes Ende zwei und mehr Wimpern trägt, durch deren Schwingungen eine rasche Locomotion, ein Schwimmen, wie bei den Schwärmsporen der Algen und Pilze hervorgebracht wird. (Fig. 85).

Sie entstehen in den sogenannten Antheridien, d. i. den männlichen Geschlechtsorganen dieser Pflanzen (Fig. 86), und werden frei durch Zerreissen der Antheridiumwand an ihrem Scheitel. Ihr hinteres Ende trägt oder bildet öfters (Equiseten, Farne) eine Art Flosse (Fig. 85 *a* und *b*), die während des Schwärmens sich heftig bewegt. Bei Moosen und Charen sind sie schlank (Fig. 85 *c*), cylindrisch, in der Mitte öfter angeschwollen. Ihre Bewegungen dauern nie über drei Stunden; wie bei den Schwärmsporen werden sie bei höherer Temperatur lebhafter, bei niederer langsamer und träger und übt das Licht weiter keinen Einfluss auf dieselben.

Fig. 86.



Vergrösserung 500. Ausschlüpfen der Spermatozoiden aus den *Antheridium*-Zellen. (Nach Schacht.)

Die Bewegungen des Protoplasma's in von einer Zellhaut umgebenen Pflanzenzellen erfolgt gleichfalls zunächst nach einem zweifachen Typus; man hat sie als Rotation[1]) und als Circulation unterschieden.

3. Die Rotationsbewegung besteht darin, dass das Protoplasma als breiter Strom, den Zellwänden entlang, gleichsam in sich selbst zurückläuft — die Zelle umkreist — wobei nur da und dort geringe (meist zuckende) Bewegungen in anderer Richtung als der des Gesammtstromes gemacht werden (Fig. 87). Diese Art der Bewegung wurde zuerst entdeckt am Charen[2]); später, nachdem Corti's Entdeckung vergessen war, neuerdings am *Nitella* (Treviranus 1807), *Caulinia, Najas* und den Narbenhaaren von *Portulacca oleracea* (Amici 1818), bei *Vallisneria spiralis* und den Wurzelhaaren von *Hydrocharis morsus ranae* (Meyen 1827), bei *Sagittaria sagittaefolia, Stratiotes aloides*, den Fruchtstielen von *Jungermannien* u. s. w.

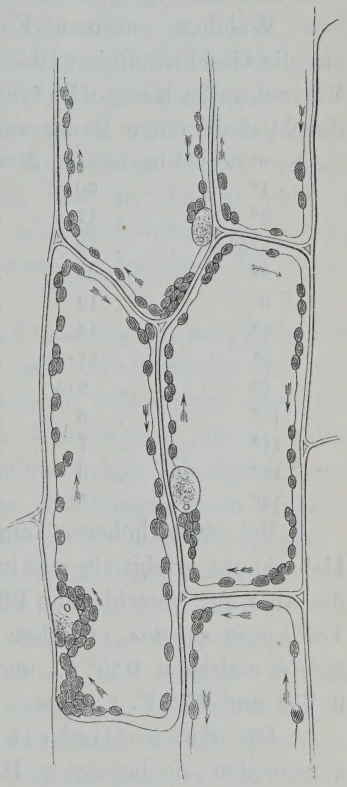
Der Protoplasmastrom führt die Clorophyllkörner, ja selbst den Cytoblasten, völlig passiv, in seiner Bahn mit fort. Die Stromrichtung in der einen Zelle ist unabhängig von der der Nachbarzellen (Fig. 87),

[1]) Was man jetzt allgemein als Rotation bezeichnet, nannte man bis Meyen („Ueber den Inhalt der Pflanzenzellen", Berlin 1828) Circulation.

[2]) Corti, B. „*Osservat. microsc. sulla Tremella e sulla circulatione del fluido in una pianta acquajuola.*" Lucca 1774.

die Strömung kann sogar in der einen Zelle erloschen sein, während sie bei den benachbarten Zellen fortbesteht u. s. w. Zutritt von Sauerstoff ist für die Strömung absolut nothwendig, daher hört sie im luftleeren Raume auf, kehrt indess nach 8—12 Stunden unter frischem Wasser wieder (Corti). Nach Hofmeister's Versuchen [1]) stockte die Strömung bei *Nitella* in Olivenöl schon nach 5 Minuten, in sehr luftverdünntem Raume nach 13 Minuten und kehrte im ersteren Falle (nach Abspülung und Wiederzutritt von Luft) in 30 Minuten, im zweiten in 22 Minuten wieder.

Fig. 87.



Vergrösserung 400. Längsschnitt durch das Mesophyll von *Vallisneria spiralis*. Die Pfeile deuten die Stromrichtung an.

Knickt man eine Zelle oder unterbindet sie (am besten eignen sich dafür die langen *Chara*- und *Nitella*-Zellen), so theilt sich der Strom sofort, als wenn zwei Zellen entstanden wären, und rotirt nun in jeder Hälfte apart [2]). Schneidet man eine solche Zelle durch, so wird der Strom mit seinen Körperchen, dessen Bewegung gerade nach der Schnittfläche gerichtet ist, zuerst ausfliessen, der andere Strom aber früher seine Bahn vollenden, und dann dem ersten auf seinem Wege folgen (Corti). Bringt man den Zellinhalt durch Zuckerlösung, kohlensaures Ammoniak etc. zur Contraction, so wird die Bewegung nicht aufgehoben, sondern nur etwas verlangsamt [3]).

Oefters ist (Meyen) das rotirende Protoplasma in mehrere Theile getheilt, die sich an den Zell-Enden (beim Umbiegen des Stromes) häufig vereinigen und dann wieder trennen.

Je wärmer es ist, desto rascher erfolgt die Rotation, je kälter, desto langsamer. Schon Corti zeigte, dass eine Kälte von 2—5° C. die Charen tödte, Hofmeister [4]), dass rasche Temperatur-Aenderun-

---

[1]) „Lehre von der Pflanzenzelle." *pag.* 49.

[2]) Gozzi. „*Giornale de physica.*" 1818, *pag.* 119. Dasselbe findet statt, wenn der Zellinhalt wie in Fig. 81 c durch künstliche Mittel in getrennte Portionen zerfällt wird.

[3]) Braun, A. „Monatsbericht der Berliner Akademie." 1852, 1853.

[4]) „Pflanzenzelle." *pag.* 53.

gen (natürlich innerhalb gewisser Grenzen) die Strömung vorübergehend zum Stocken bringen, und Dutrochet[1]), dass bis 27° C. die Strömung an Schnelle zunehme, darüber hinaus sich aber wieder verlangsame. Wasser von 45° C. tödtete augenblicklich. Bei 14—22° C. in völlig dunklen Raum gestellt, verlangsamte sich die Bewegung, hörte aber erst am 24. bis 26. Tage ganz auf; die Pflanze war unterdess bleichsüchtig geworden.

Welchen enormen Einfluss die Temperatur-Bewegung auf die Geschwindigkeit des strömenden Protoplasma's hat, zeigt eine Versuchsreihe Naegeli's[2]) an Zellen von *Nitella syncarpa*. Der Strom durchlief da einen Raum von 100 μ bei

+ 0·75°	Celsius in	83	Secunden		+ 15°	Celsius in	5	Secunden
1°	„ „	60	„		16°	„ „	4·6	„
2°	„ „	47	„		17°	„ „	4·3	„
3·5°	„ „	33	„		18°	„ „	4	„
5°	„ „	24	„		19°	„ „	3·8	„
6°	„ „	19	„		20°	„ „	3·6	„
7°	„ „	15	„		22°	„ „	3·2	„
8°	„ „	11·5	„		24°	„ „	2·8	„
9°	„ „	9·5	„		26°	„ „	2·4	„
10°	„ „	8	„		28°	„ „	2	„
11°	„ „	7	„		31°	„ „	1·5	„
12°	„ „	6	„		34°	„ „	1	„
14°	„ „	5·4	„		37°	„ „	0·6	„

Bei etwas höherer Temperatur stand die Bewegung wieder still. Ueberhaupt erfolgt sie nur innerhalb gewisser Temperaturgrenzen, die aber für verschiedene Pflanzen sehr verschieden liegen, z. B. bei *Vallisneria spiralis* zwischen + 16° C. und + 45° C.; bei *Nitella flexilis* zwischen 0·5° C. und 37° C.; bei *Nitella syncarpa* zwischen 0·75° und 37° C. u. s. w.

Die Schnelligkeit der Rotationsbewegung ist sehr verschieden, sie beträgt z. B. bei

Nitella flexilis	1630 μ	in der Minute;	27 μ	in der Secunde (Hofmeister)
„ „	1500 μ	„	25 μ	„ (Naegeli)
Vallisneria spiralis(Blatt)	225—1086 μ	„	3·7—18 μ	„ (Mohl)
Hydrocharis morsus ranae (Haar).....	543 μ	„	9 μ	„ (Hofmeister)
Sagittaria sagittaefolia				
(Stolo)	99—117 μ	„	1·6—1·9 μ	„ (Mohl)
(Blatt)	174 μ	„	2·9 μ	„ (Mohl)
Ceratophyllum demersum				
(Blatt)	94 μ	„	1·6 μ	„ (Mohl)
Potamogeton crispus				
(Blatt)	9 μ	„	0·15 μ	„ (Hofmeister)

[1]) „*Compt. rend.*“ 1837.

[2]) „Beiträge zur wiss. Botanik.“ II 1860, *pag.* 77.

Kalkwasser[1]) und Kalilauge hemmen die Bewegung in wenig Minuten (Meyen), schwache Lösungen dagegen von anderen, sonst als Gifte auf die Pflanze wirkenden Stoffen (Opium, Alkohol etc.) hemmen sie nur vorübergehend. Beschleunigt wird dieselbe durch eine schwache Zucker- oder Gummilösung, noch mehr aber durch Milch — „der sanft hinfliessende Strom wird dadurch so verstärkt, dass aufgethürmte Wellen einander folgen“ [2]).

Elektrische Ströme, wenn sie nicht zu stark sind, hemmen die Bewegung nur vorübergehend [3]), ebenso bringt jeder Druck und jeder mechanische Reiz sofort Verlangsamung, oft Aufhören der Rotation mit sich. Daher kommt es auch, dass frische Präparate (Schnitte) stets nur ruhendes Protoplasma zeigen und die Bewegung erst nach längerer Zeit anhebt. War der Eingriff nicht zu stark, so tritt die Erholung bald wieder ein. Wirkliche Verwundung (Nadelstiche etc.) hat ein sofortiges dauerndes Aufhören der Strombewegung zur Folge.

Häufig stauen sich die fortbewegten Chlorophyllkörner, besonders an den Zell-Enden, zu Klumpen, die sich oft beständig um sich selbst drehen, während der Strom neben ihnen weiter geht, oder aber sie geben ein momentanes Hinderniss für denselben ab, das er in der Regel stossweise überwindet; nicht selten folgen jedem Chlorophyllkorne, wie ein Schweif, kleinere Plasma-Anhänge und bringen dann den Eindruck hervor, als sei das Chlorophyll das activ sich Bewegende.

Bei sehr langen Zellen geht der Strom nicht immer an der Wandung, sondern oft spiralig und windet sich, z. B. bei den Wurzelhaaren von *Hydrocharis*, oft fünf- bis sechsmal um seine Axe.

Nach Velten[4]) kommt die Rotation viel häufiger vor, als man bisher annahm, ja er glaubt, dass kaum eine höhere Pflanze sie nicht wenigstens in einzelnen Zellen, vor Allem in den Cambiumzellen zeige. So sah er sie bei *Sida Napaea* auch in den bereits verdickten Cambiumzellen, in den bereits netzförmig verdickten Gefässzellen, in den ausgebildeten Siebröhren und in den verdickten Markstrahlenzellen. Schnitte an Stengeln von *Heracleum Sphondilium, Ligusticum alatum, Anethum graveolens* zeigen sie sofort in den cambialen Zellen, sie dauert aber nur wenig Minuten, nur wenige Augenblicke in den jungen Siebröhren und den Holzzellen von *Arundo Donax*. Velten fand die Rotation auch in den Siebröhren von *Aesculus Hippocastanum*, im Cambium von *Sophora japonica*,

[1]) M. Schultze widerspricht dem. „Protopl.“ *pag.* 43.

[2]) Unger, F. „Anatomie und Physiologie der Pflanzen.“ 1855, *pag.* 277.

[3]) Becquerel. „*Compt. rend.*“ 1837, *pag.* 784.

[4]) „Botanische Zeitung.“ 1872, *pag.* 645 ff.

Quercus sessiliflora, *Carpinus Betulus*, *Pinus Pumilio* etc., in den Bastzellen von *Acer pseudoplatanus*, den secundären Rindenzellen von *Fraxinus excelsior*, in den Blumenblättern von *Primula sinensis* u. s. w.

Velten unterscheidet von dieser eigentlichen Rotation übrigens noch eine springbrunnenartige und eine glitschartige Rotation. Bei ersterer steigt das Plasma als dicker Strang frei durch das Innere der Zelle in die Höhe und zertheilt sich, oben angekommen, in viele kleine, an der Wand abwärts laufende Ströme (Endospermzellen von *Ceratophyllum demersum*); bei letzterer geht das Protoplasma wie bei der gewöhnlichen Rotation an der Wand entlang in sich selbst zurück, aber eine grosse Zahl einzelner Theilchen geht zu gleicher Zeit an vielen Stellen eine kleine Strecke rückwärts, obgleich das Plasma im Ganzen vorwärts schreitet [1]).

Fig. 88.

Vergrösserung 500. Partie eines ideal geöffneten Stengelhaares von *Symphitum officinale*. Die Pfeile deuten die Stromrichtung an.

4. Die Circulation, die am häufigsten vorkommende Protoplasma-Bewegung, ist viel complicirter. Es verlaufen da im Allgemeinen von einer Stelle aus (meist vom Cytoblasten) strahlenförmig kleinere und grössere, mehr oder weniger begrenzte Strömchen bis zur Zellwand und kehren von dort zu ihrem Ursprunge zurück.

Die Fig. 88 wird besser als Worte diese Art der Plasma-Bewegung erläutern.

Entdeckt wurde die Circulation von R. Brown [2]) an den Staubfadenhaaren von *Tradescantia virginica*, bald darauf (1833) von Slack [3]) an den Corollenhaaren von *Pentstemon*-Arten, von Schleiden [4]) in den Endospermzellen von *Ceratophilleen*, von Nees [5]) bei *Jungermannien*, von Gruithuisen [6]) bei

---

[1]) Ich kann Velten's Beobachtungen nur zum Theile bestätigen; wie leicht übrigens, durch äussere Umstände bewogen, ruhendes Protoplasma in verschiedene Bewegungsformen übergehen kann, das zeigt Frank's („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." VIII, 1871, *pag.* 216 ff.) gediegene Untersuchung. Vergl. §. 11.

[2]) „*On the sexual organs in Orchideae et Asclepiadeae.*" 1831, *pag.* 21.

[3]) „*Transact. of the society of art.*" London 1832, *vol.* 48; 1833, *vol.* 49.

[4]) „*Linnaea.*" 1837, *pag.* 527.

[5]) „Naturgeschichte der Lebermoose." I. *pag.* 66.

[6]) Wiegmann's „Archiv", 1837, I. *pag.* 432.

den *Closterien,* von Amici[1]) bei einem Fadenpilze, von M. Schultze[2]) bei den *Diatomaceen* aufgefunden. Meyen[3]) erklärte sie bereits für eine ganz allgemeine Erscheinung des Zelllebens, auch war ihm nicht entgangen, dass die Ströme quer, mitten durch das Zelllumen setzen und häufig den Cytoblasten mit fortführen.

Es gehört eine ganz bestimmte Vertheilung des Zellinhaltes (Vacuolen-Flüssigkeit und Protoplasma) dazu, ehe die Circulation eintritt; in ganz jugendlichen Zellen mit gleichmässig vertheiltem Protoplasma sucht man sie vergebens, das Protoplasma ist da ruhend; dagegen wird man sie niemals vermissen, sobald dasselbe sich in einen Wandbeleg und den Zellraum durchsetzende Stränge gesondert hat. Man erkennt die Bewegung (Strömung) leicht an den eingebetteten Körnchen, sobald man nur eines derselben fixirt.

Die Strömungsfäden verengern und erweitern sich fortwährend, ja man sieht sie häufig neue Bahnen brechen, auch wohl innerhalb eines und desselben Stranges zwei Ströme von entgegengesetzter Richtung neben einander laufen, oder gar eine mittlere Strömung von zwei parallelen ihr entgegengesetzten Randströmungen eingefasst. Begegnen sich da die Körnchen, so gehen sie meist ungestört an einander vorüber oder es nehmen die einen die anderen mit zurück — ein Beweis, dass nicht zwei getrennte Fäden die Ursache der doppelten Stromrichtung waren[4]). Oft verschmelzen mehrere Fäden zu Einem, oft zweigt oder stülpt sich plötzlich ein neuer Arm ab und verläuft selbstständig weiter — kurz das Protoplasma ist in einer beständigen Gestaltsveränderung begriffen, bildet indess ein zusammenhängendes System, das durch zahlreiche Anastomosen von stets wechselnder Lage unter sich und einer meist vorhandenen grösseren centralen Plasma-Anhäufung in Verbindung steht.

Die Schnelligkeit, mit der das Strömen erfolgt, ist — abgesehen von äusseren Einflüssen (besonders Temperatur) — bei verschiedenen Pflanzen sehr verschieden.

So beträgt dieselbe bei:

---

[1]) „*Ann. des sciences natur.*“ XXI. *pag.* 100.

[2]) Müller's „Archiv“, 1858.

[3]) „Neues System der Pflanzen-Physiologie.“ I. 1837, *pag.* 242.

[4]) M. Schultze. „Das Protoplasma der Rhizopoden und der Pflanzenzellen.“ 1863, *pag.* 40.

	Schnelligkeit in Mikro-Millimetern		Beobachter
	in einer Minute	in einer Secunde	
Tradescantia virginica (Staubfadenhaare)	830	14	Hofmeister[1])
„ „ „	780	13	Weiss[2])
„ „ „	240—300	4—5	M. Schultze[3])
„ „ „	150—453	2·5—7·6	Mohl[4])
Hyoscyamus niger (Haare)	700	12	Weiss
Cucurbita pepo (Blattstielhaare)	51—180	0·8—3	Mohl
„ „ „	600	10	Weiss
„ „ „	500	8	Hofmeister
Urtica urens (Blatthaare)	360	6	Weiss
Urtica spec.	300	5	M. Schultze
Urtica baccifera	154—210	2·6—3·6	Mohl
Caryolopha sempervirens (Haare)	300	5	Weiss
Erodium Manescavi (Haare)	276	4·6	Weiss
Columnea Schiedeana (Haare)	160	2·7	Weiss

Auch die Circulation erfolgt nur innerhalb gewisser Temperaturgrenzen, welche nach Sachs[5]) (bei in Wasser befindlichen Präparaten) bei den Haaren von *Cucurbita pepo* zwischen + 17° C. und + 48° C.; bei denen der *Tradescantia virginica* zwischen + 13° C. und + 46° C.[6]) und bei den Brennhaaren von *Urtica pilulifera* zwischen + 15° C. und + 45° C. liegen.

Ein constanter elektrischer Strom ist ohne Einfluss auf die Protoplasma-Bewegung, dagegen bringen die Wechselschläge eines Inductions-Apparates stets mehr oder minder tief greifende Formen-Aenderungen des Plasma's hervor, welche sich allerdings wieder ausgleichen, wenn der Eingriff nicht zu kräftig war. Das Protoplasma ballt sich sofort unter den Inductionsschlägen zu Klumpen oder Ballen, treibt wohl auch keulenförmige Fortsätze oft mit grosser Raschheit und Energie in das Zelllumen[7]) und bringt die Circulation sofort zum Stillstande (Fig. 89). Die Bewegung kehrt indess nach einiger

[1]) „Lehre von der Pflanzenzelle." *pag.* 48. — Die daselbst von Hofmeister ausgeführten Umrechnungen der Angaben von Mohl sind falsch gerechnet.

[2]) „Die Pflanzenhaare." 1867, *pag.* 647. — Meine Beobachtungen fanden bei 17° R. statt. Die grossen Differenzen in den obigen Angaben rühren wohl zumeist von den verschiedenen Beobachtungs-Temperaturen her.

[3]) „Das Protoplasma." *pag.* 46. — Erwärmt gingen einzelne Körnchen bis 10 μ in der Secunde.

[4]) *l. c. pag.* 46. — Bei 35° betrug die Strömung 9 μ in der Secunde.

[5]) „Flora." 1864, *pag.* 39.

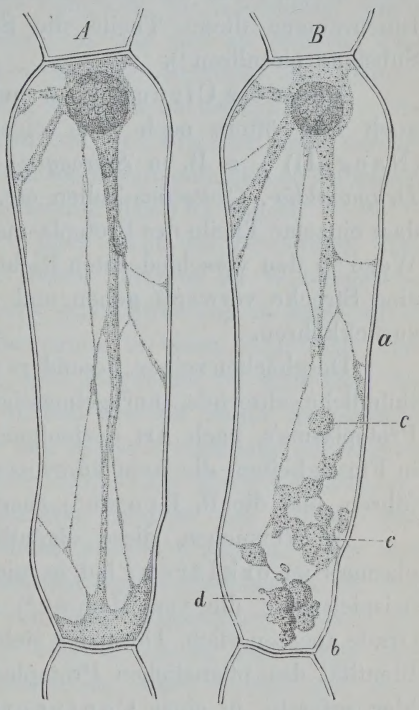
[6]) Nach Jürgensen („Studien des physikal. Institutes in Breslau", 1861, I. *pag.* 104) hört die Bewegung bereits bei + 40° C. auf.

[7]) E. Brücke in „Sitzungsber. der Wiener Akademie", 1862, Bd. 46.

Ruhe wieder, die Fortsätze werden eingezogen und die frühere netzförmige Vertheilung des Protoplasma's wiederhergestellt, selbst dann noch, wenn durch die Inductionsschläge die ganze Plasma-Masse in eine Menge von farblosen [1]) Kugeln und Klumpen umgewandelt war [2]).

Lässt man den Strom nur durch ein beschränktes Stück der Zelle gehen, so steht die Strömung auch nur in dieser Strecke still, und zwar unter Bildung von Wülsten, Klumpen und Kugeln [3]) (Fig. 89 *B*).

Fig. 89.



Eine Zelle eines Staubfadenhaares von *Tradescantia virginica*. *A* frisch in Wasser beobachtet. *B* dieselbe Zelle nach mässiger, localer, elektrischer Reizung. Das Reizgebiet erstreckt sich von *a* bis *b*. *c* zu Klumpen und Kugeln contrahirtes Plasma. *d* Keulen und Fortsätze desselben. (Nach Kühne.)

Rasche Temperatur-Erhöhung und Abkühlung wirken ebenso; es erfolgt Tropfenbildung, Aufhören der Strömung etc., doch findet auch hier wieder Rückkehr zur normalen Constitution statt, wenn kein factisches Gerinnen oder Erfrieren des Protoplasma's stattfand, im Gegentheile, es erfolgt oft die Strömung nach ihrem Wiedereintreten mit sehr erhöhter Geschwindigkeit, oft stürmisch [4]).

Die im Zellsafte, ausserhalb des Protoplasma's befindlichen Körnchen etc. werden, auch wenn die Strömung noch so heftig fliesst, in keiner Weise von ihr beeinflusst — sie bleiben ruhend. Das ist, wie Hanstein [5]) treffend hervorhebt, nur denkbar unter der Annahme einer, wenn auch noch so zarten, so doch ihrem Gefüge nach membranartigen Umhüllung der Protoplasmaströme [6]).

---

[1]) Eine Färbung derselben (bei *Tradescantia virginica*) zeigt den erfolgten Tod der Zelle an.

[2]) Kühne, *l. c. pag.* 97.

[3]) Derselbe, *l. c. pag.* 98.

[4]) J. Sachs. „Flora." 1865, *pag.* 64.

[5]) „Sitzungsber. der niederrh. Ges. in Bonn." 1870, *pag.* 223, und „Bot. Ztg." 1872, *pag.* 22 ff.

[6]) Schon Slack glaubte (1832), die Strömung gehe gleichsam in einem Sacke vor sich. Aehnlich stellten sich auch Varley, Karsten und Brücke die Sache vor. Letzterer sagt („Sitzungsber. der Wiener Akademie", 1862, Bd. 36, S. 367):

Man käme dann zu der Annahme einer doppelten, zähe membranartigen Schicht und eines theilweise mit Flüssigkeit erfüllten Zwischenraumes, so dass man sich das circulirende Protoplasma zu denken hätte als mit einer doppelten, hautartigen Schicht versehen, aus deren innerem Blatte schlauchähnliche Falten und Fortsätze heraustreten und den Zellraum durchziehen, während in allen Innenräumen dieser Theile die Ströme flüssiger, protoplasmatischer Substanz circuliren [1]).

Ausser der Circulation und Rotation zeigt das Protoplasma auch hier öfters noch eine eigenthümliche Glitschbewegung (Naegeli) [2]), z. B. in *Spirogyra-, Vaucheria-, Cladophora-, Zygnema-, Drapanaldia-, Closterium*-Zellen etc. Sie charakterisirt sich dadurch, dass einzelne Theile des Protoplasma's, ohne Rücksicht auf alle anderen, Wege in den verschiedensten Richtungen durchlaufen, manchmal nur eine Strecke vorwärts gehen und dann wieder auf ihren alten Platz zurückkehren.

Desgleichen zeigen, besonders absterbende, Zellen eine ganz eigenthümliche zitternde, unregelmässige Molecular-Bewegung des Protoplasma's, nach Art derjenigen, welche unorganische Körperchen in Flüssigkeiten, die kein zu grosses specifisches Gewicht haben, ausführen, und die R. Brown [3]) zuerst kennen lehrte.

An Versuchen, diese eigenthümlichen Bewegungen des Protoplasma's zu erklären, hat es nicht gefehlt und manche derselben, beispielsweise die von Mayer [4]) und Barbieri [5]), sind in hohem Grade abenteuerlich. Dermalen sieht man, seit Unger [6]), der zuerst die Identität des pflanzlichen Protoplasma's mit der thierischen Sarkode klar erfasste, in einer Contractilität desselben, und zwar seiner halbflüssigen Grundsubstanz, die Ursache der Plasmabewegung und es ist Hofmeister's [7]) Verdienst, da Bahn gebrochen zu haben. Ich folge hier seinen klaren Darlegungen im Umrisse [8]). — Zunächst zeigte Hofmeister, dass man, auf die Erklärung der Plasmabewegung angewendet, diese Contractilität in zweierlei Weise deuten könne:

„Im Innern des geformten Protoplasma's strömt, wie in einer contractilen Rinde, eine körnerreiche Flüssigkeit, die wahrscheinlich durch die Contractionen des Protoplasma's in Bewegung versetzt wird."

[1]) Hanstein. *l. c. pag.* 224.

[2]) Velten. „Botan. Zeitung." 1872, *pag.* 40 ff.

[3]) „Vermischte Schriften." IV. Bd., S. 503.

[4]) „Supplemente zur Lehre vom Kreislaufe." Bonn 1837.

[5]) „*Osservat. microscop.*" Mantova 1828 und 1832.

[6]) „Grundzüge der Anatomie und Physiologie der Pflanzen." 1846, *pag.* 73.

[7]) „Flora." 1865, *pag.* 8 ff.

[8]) „Die Lehre von der Pflanzenzelle." S. 59 ff.

1. Innerhalb des geformten Plasma's befindet sich eine Flüssigkeit, welche diejenigen Körnchen suspendirt enthält, deren Ortsveränderung die Strömung erkennen lassen, und diese wird hervorgerufen durch Contraction der peripherischen Theile des Protoplasma's, die auf die eingeschlossene Flüssigkeit drücken [1]).

2. Das Protoplasma besitzt die Fähigkeit, die Anordnung seiner kleinsten Theilchen (wie ein Muskel) in der Art zu ändern, dass dieselben vorübergehend nach einer anderen Richtung des Raumes sich gruppiren, um weiterhin zu der früheren zurückzukehren. Die Strömung der Körnchen wäre dann nur scheinbar, und hervorgerufen dadurch, dass die ganze, die Körnchen enthaltende Substanz, unter Verschiebung ihrer Masse, zeitweilig den Ort ändert.

Beide Hypothesen erklären aber nicht die Bewegung, sondern umschreiben sie nur; sie stehen übrigens im Widerspruche mit der Thatsache, dass beim Eintritte einer Strömung in einer zuvor ruhenden Protoplasma-Masse die Bewegung in einer, dem Ziele derselben entgegengesetzten Richtung sich fortpflanzt (S. 82), dass die begonnene Bewegung nur solche Theile des bis dahin bewegungslosen Protoplasma's ergreift, welche den zuerst in Strömung gerathenen von rückwärts angrenzen. Unter Annahme einer Contractionsbewegung der peripherischen Schichte könnte nur gerade das Umgekehrte stattfinden; überdiess blieben Umstände, wie das Verlaufen entgegengesetzter Strombahnen dicht nebeneinander (S. 93), ferner, dass der Strom Körper von sehr bedeutender Grösse mit fortführt (Cytoblast, Chlorophyll), dass Knickung etc. sofort zur Bildung zweier gesonderter Rotationsströme führt (S. 89) etc., total unbegriffen.

Zum Ausgange seiner Hypothese nimmt Hofmeister die Veränderlichkeit des Imbibitionsvermögens des Protoplasma's und erklärt sie als Ursache der Strombewegung. Die Thatsache der leichten Veränderlichkeit der Imbibitionsfähigkeit des lebenden Protoplasma's für Wasser ist in der That durch Druck, Temperaturwechsel etc. (S. 81), durch Contraction unter Wasserausstossung (S. 81), desgleichen durch die Erscheinung contractiler Vacuolen (S. 79) etc. manifestirt.

Bestimmte Protoplasmatheile müssen deshalb periodisch eine gesteigerte Capacität für Wasser erlangen, worauf wieder eine Verringerung, damit Ausstossung des zuvor aufgenommenen Wassers folgt. Diese periodischen Aenderungen mögen an verschiedenen Theilen zu ungleicher Zeit eintreten, dann wird das Wasser der letzteren Partien

[1]) So Hartig (1855), Brücke (1862), Heidenhain (1862).

nach den ersteren sich hinbewegen. Da ferner das Protoplasma dem Eintritte und Durchgange von Flüssigkeiten einen Widerstand entgegensetzt, der durch mechanische Zerstörung der bisherigen Plasma-Anordnung sofort aufgehoben erscheint, so müssen bestimmte Theile desselben dem Eintritte von Wasser einen grösseren Widerstand leisten als andere.

Nun müssen die Molecule quellbarer Körper, nach der jetzt gangbaren Vorstellung, von Wasserhüllen umgeben sein (S. 70); verringert ein solcher Körper seine Capacität für Wasser, so nimmt die Mächtigkeit derselben ab — die Molecule rücken näher an einander. Ebenso umgekehrt. Grenzt ein Molecul, dessen Imbibitionsfähigkeit abnimmt, an ein solches, wo sie wächst, so muss eine Annäherung beider Molecule erfolgen [1]).

Denkt man sich nun Reihen von Moleculen veränderlicher Wassercapacität in unlösbarer Verbindung, deren Endglieder in ihrer Wassercapacität stationär bleiben, während sie bei den zwischenliegenden Moleculen zu- oder abnimmt, so muss dabei natürlich entweder der eine oder der andere Endpunkt einer solchen Reihe nach dem entgegengesetzten hin bewegt werden, je nachdem in den Mittel-Moleculen eine Steigerung oder Verringerung des Wasser-Imbibitionsvermögens stattfindet.

Ueberträgt man diese Vorstellung auf längere, nach allen Richtungen des Raumes geordnete Reihen wasserumhüllter Molecule, so genügt sie, um völlig die Mechanik des in veränderlichen Richtungen und Bahnen fliessenden Protoplasma's zu versinnlichen.

Stationär in der Imbibitionsfähigkeit werden natürlich wassergesättigte Protoplasma-Molecule sein; Nachbar-Molecule, deren Imbibitionsvermögen zunimmt, werden ihnen nur dann einen Theil ihres Imbibitionswassers entziehen können, wenn keine anderen, ihnen angrenzenden, Molecule ihnen dadurch Wasser zuführen, dass bei ihnen das Imbibitionsvermögen sinkt. Ist diess der Fall, dann freilich wirken erstere auf die stationären wie eine plötzliche Wasserentziehung.

Aus solchen stationären Moleculen bestehen im Allgemeinen die strömendes Protoplasma umschliessenden peripherischen Schichten desselben; doch werden sie natürlich leicht in die activ strömenden Bewegungen des Protoplasma's hineingezogen, schon vermöge ihrer Adhäsion an die sich entfernende bewegliche Substanz.

Tritt an irgend einer Stelle eines ruhenden Protoplasma's Zunahme der Wassercapacität der Molecule ein, die sich nach einer

---

[1]) Einwirkung anderer Kräfte natürlich ausgeschlossen.

bestimmten Richtung fortpflanzt, und erfolgt gleichzeitig in der Verlängerung dieser Richtung, bei ferner liegenden Moleculen, eine Verminderung der Wassercapacität, so wird von letzteren Wasser zu ersteren strömen, und wenn diese Wassermassen im Verhältnisse zu den Substanz-Moleculen sehr gross angenommen werden (was ja beim Protoplasma natürlich ist), so kann der Strom stark genug sein, auch ihm im Wege liegende, nicht zu schwere Körper, zunächst also die Wasser abgebenden Molecule mitzureissen — das ganze Protoplasma wird nach der Richtung der Molecule strömen, deren Wassercapacität zunahm. Diese Strömung wird so lange dauern, bis diese Molecule sich mit Wasser gesättigt haben und dann stille stehen. Tritt nun in denselben Moleculen (und das ist die Regel) eine neue Zu- und Abnahme der Wassercapacität in umgekehrter Richtung und Reihenfolge ein, so wird eine Strömung nach entgegengesetzter Richtung verlaufen, die auch hier rückwärts greift und endlich wieder stille steht.

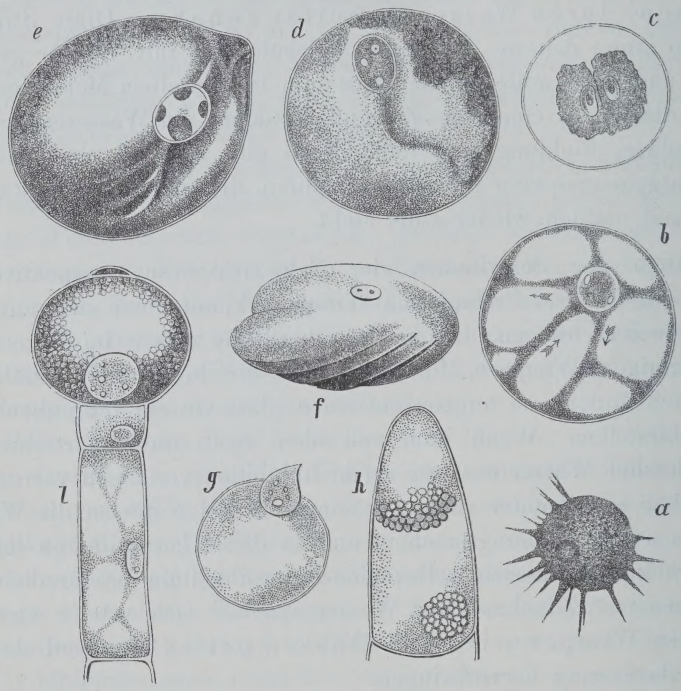
Auch das Schwimmen der Schwärmsporen, respective das Schwingen ihrer Protoplasma-Wimpern, könnte man sich unter der Annahme zurechtlegen, dass an der Oberfläche dieser (im Allgemeinen kegelförmigen) Wimpern, Moleculgruppen, die ihre Imbibitionsfähigkeit periodisch ändern, so angeordnet seien, dass sie ein schraubenliniges Band darstellen. Wenn nun, von oben nach unten fortschreitend, diese plötzlich Wasser ausstossen (ihr Imbibitionsvermögen verringern), also näher an einander rücken, so muss in Folge dessen die Wimper eine concave Krümmung machen, und da diese Concavität an ihr aufwärts rückt, so muss sie selbst eine Schraubenlinie beschreiben und bei erneuerter Zunahme der Wassercapacität sich wieder strecken, d. h. die Wimper wird das Wasser peitschen und dadurch die Fortbewegung hervorbringen.

Ebenso lassen sich die auf äussere Reize (Quetschung, Hitze, Kälte, Elektricität etc.) hervorgebrachten Formänderungen als Beeinträchtigungen der nach bestimmten Richtungen bevorzugten Erhöhung oder Verminderung der Wassercapacität betrachten, deren Erfolg ein Rückkehren des Protoplasma's zu seiner typischen Form — der Tropfenform — ist.

So viel ist gewiss, dass Aenderungen des Wassergehaltes einer so quellbaren Substanz wie das Protoplasma hinreichen, auch sehr energische Bewegungs-Erscheinungen begreiflich und erklärbar zu machen; die endgiltige, völlige Lösung dieser Erscheinungen hängt, vor Allen durch Hofmeister vorbereitet, dermalen sozusagen in der Luft.

§. 10. Cytoblast oder Zellkern. Die Zellen aller Gewächse, von den Moosen aufwärts, und auch die Mehrzahl der Zellen der übrigen Pflanzen (Algen, Pilze, Flechten) zeigen in ihrem Protoplasma eingebettet einen [1]) mehr oder weniger scharf umschriebenen Körper von meist rundlicher oder linsenförmiger Gestalt, den man nach Schleiden als Cytoblast [2]) (*Nucleus*) bezeichnet und der, wie die Zelle, einen eigenen selbstständigen Entwicklungsgang durchläuft [3]).

Fig. 90.



Vergrösserungen: $a = 480$, b und $f = 1000$, $c = 900$, d und $e = 1500$, $g = 700$, $h = 450$. a und c Cytoblasten aus dem Fruchtfleische von *Lycium barbarum*; b, d, e und f Cytoblasten aus den Haaren von *Hyoscyamus niger*; g ein solcher von *Orchis ustulata*; l ein Haar von *Ajuga pyramidalis*.

Anfangs hüllenlos, wie die Pflanzenzelle selber, als einfaches, dichteres Protoplasma-Tröpfchen erscheinend (Fig. 2 *a*, Fig. 90 *a*), stellt er sich

---

[1]) Nach Schacht („Lehrbuch der Anat. u. Phys. d. Pflanzen", I. 53) in jeder Spore von *Helvella esculenta* zwei.

[2]) Der Ausdruck „Zellkern" ist so höchst unpassend, dass man ihn — wie ich bereits vor Langem vorschlug — einmal endgiltig fallen lassen sollte. Schleiden's Bezeichnung als Cytoblast ist ja ganz entsprechend.

[3]) Entdeckt wurde er (1833) durch Robert Brown, seine Bläschennatur zuerst (1844) von Naegeli klar erwiesen, seine Bedeutung für die Zellvermehrung (1838) von Schleiden festgestellt.

später als entschiedenes Bläschen dar, an welchem man eine, von dem Inhalte sich deutlich abhebende Membran [1]) erkennen kann (Fig. 90 *b*—*f*), desgleichen in ersterem ein oder mehrere (Fig. 90 *l*) grössere, bei starker Vergrösserung und unter günstigen Umständen (Fig. 90 *b, d, e*) sich ebenfalls als Bläschen [2]) darstellende Gebilde, die sogenannten Kernkörperchen oder Nucleoli.

Wie alle im Inhalte von Pflanzenzellen auftretenden Gebilde, wächst der Cytoblast nach seiner Entstehung nur wenig, nimmt daher in der jugendlichen Zelle einen verhältnissmässig sehr grossen Raum ein (Fig. 3 *b*), sie oft nahezu ausfüllend, während er bei erwachsenen Zellen (Fig. 87, 89) meist nur einen äusserst geringen Theil ihres Volumens occupirt, aber hier wie dort stets dem Protoplasma eingebettet bleibt.

Die Gestalt des erwachsenen Cytoblasten ist, wie schon erwähnt, meist kugelig oder linsenförmig; in der Jugend ist das nicht der Fall; er stellt da — wie Hanstein sehr richtig bemerkt [3]) — ein Plasmodium im Kleinen dar, kriecht auch wie dieses in der Zelle herum [4]).

Die absolute Grösse des Cytoblasten ist stets eine geringe; nach Unger [5]) 4—38 μ im Durchmesser haltend; die grössten sind bei den *Liliaceen* und *Orchideen* zu finden.

Seine Lage in der Zelle ist ganz von der Protoplasma-Vertheilung abhängig; er ist entweder wandständig oder (seltener) central, d. h. er ist entweder der die Innenwand auskleidenden Protoplasmaschichte eingelagert (Fig. 87), oder er liegt in einer, gewöhnlich grösseren Plasma-Anhäufung halb versteckt, frei im Lumen der Zelle (Fig. 9 *c*).

Es ändert übrigens während des Zelllebens in der Regel seinen Platz [6]), ganz abgesehen von den Ortsveränderungen, die er erleidet, wenn ihn strömendes Protoplasma in der Zelle herumführt.

---

[1]) Sachs („Lehrbuch der Botanik", 4. Aufl. 1874, *pag.* 45) sagt: „Später wird seine Oberfläche fester, ohne dass sie indessen als besondere Haut sich darstellt. Meine Beobachtungen widersprechen dieser Auffassung ganz entschieden.

[2]) Naegeli und Schleiden. „Zeitschrift für wiss. Botanik." I. Heft, 1844, *pag.* 63. — Unger. „Grundzüge der Anatomie und Physiologie der Pflanzen." 1846, *pag.* 36.

[3]) „Botanische Zeitung." 1872, *pag.* 22 ff.

[4]) Dippel's Angabe („Mikroskop." II. *pag.* 9), als entbehre er in keinem Entwicklungszustande einer „äusseren Schale", ist für Jugendstadien nicht zutreffend. — Schleiden („Grundzüge der wissensch. Botanik." I. 149) hat wohl zuerst hervorgehoben, dass den jungen Cytoblasten jede Spur einer Membran fehle.

[5]) „Grundzüge der Anatomie und Physiologie der Pflanzen." 1846, *pag.* 36.

[6]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." 1867, *pag.* 516, 634 etc.

Häufig sind die Cytoblasten so zart, dass sie im Wasser des Objectträgers, unter den Augen des Beobachters, zerfliessen oder zerplatzen; ich sah dabei wiederholt den Nucleolus aus dem Risse treten, und zwar als geschlossenes Bläschen (Fig. 90 *g*). Oft erscheinen aber sehr robuste Formen [1]), die der Beobachtung dann besonders günstig sind.

Es zeigt sich [2]), dass da ihr Inhalt in den meisten Fällen eine durch Jodlösung sich goldgelb färbende, feinkörnige Materie ist, nur selten körnerreicher als das Protoplasma (Fig. 3 *b*, Fig. 90 *h*), die durch Kupfervitriol und Kali ohne Mühe violett gefärbt wird, die man daher wohl als Protoplasma in Anspruch nehmen kann. Von diesem Inhalte hebt sich eine oft beträchtlich dicke und dann mit starker doppelter Contour erscheinende Membran [3]) ab (Fig. 90 *b*—*e*), welche stark doppelt lichtbrechend ist und bei alternden Cytoblasten oft collabirt und mannigfache Faltungen zeigt (Fig. 90 *f*). Sie ist von ziemlich derber Beschaffenheit und ausserordentlich elastisch, wie Anwendung von Druck auf das deutlichste veranschaulicht.

Durch vorsichtige Anwendung von Salpetersäure kann man den Inhalt nicht selten zur Contraction bringen, und man sieht ihn dann in Gestalt eines Säckchens im Cytoblasten liegen (Fig. 90 *c*). Er erinnert da ganz an den sogenannten Primordialschlauch der Zellen. Diese Contraction des Inhaltes geschieht übrigens beim Absterben der Cytoblasten oft von selbst. In dem Fruchtbreie von *Lycium barbarum* habe ich derlei Cytoblasten sehr häufig beobachtet, ihr Inhalt zeigt oft Vacuolen (Fig. 90 *b*) und die doppelt contourirte äussere Haut hebt sich besonders scharf und deutlich ab (Fig. 90 *c*).

Mit Schwefelsäure behandelt, gelingt es nicht selten, den Inhalt ebenfalls, wenigstens stellenweise, von der Membran abzuheben; der Cytoblast quillt in Berührung mit dem Reagens sehr rasch auf, desgleichen die sogenannten Nucleoli.

---

[1]) Frank's Vermuthung (Pringsheim's „Jahrbücher", VIII. *pag.* 146), ich hätte in den Haarzellen von *Hyoscyamus* möglicherweise die Cytoblasten verkannt, ist eine grundlose.

[2]) Weiss A. „Sitzungsber. der Wiener Akademie." 1866. Bd. 54.

[3]) Hofmeister's Angabe („Pflanzenzelle", *pag.* 79), als gehe die Contour der äusseren Schicht allmälig in die innere Substanz über, und als lasse sie sich durch kein bekanntes Mittel als gesonderte Membran darstellen, kann ich nach meinen Beobachtungen nicht theilen, sondern was Naegeli („Zeitschr." I. *pag.* 71) vor dreissig Jahren bereits sagte, nur bestätigen, dass der Cytoblast nämlich eine deutliche Membran besitze, sein Inhalt aus Schleim (Protoplasma), Stärke, Chlorophyll, Oeltropfen, Farbstoffen bestehen könne, dass er überhaupt einen selbstständigen Organismus darstelle.

Eisenchlorid lässt beträchtliche Mengen von (meist) eisengrünenden Gerbstoffen im Inhalte des Cytoblasten nachweisen. Stärkemehl und Chlorophyll, letzteres oft (*Blasia pusilla*) in solchen Mengen, dass der Cytoblast ganz grün erscheint, finden sich nicht selten in seinem Inhalte [1]) (*Piper*-Arten), ebenso wird er durch Farbstoffe öfter intensiv blau (*Ajuga pyramidalis*) oder roth etc. gefärbt. Häufig erscheint der Inhalt des Cytoblasten in seiner Totalität oder nur stellenweise feiner oder gröber gekörnt, oft sind aber auch deutliche Vacuolen, mit einer augenscheinlich wässerigen Flüssigkeit gefüllt, vorhanden (Fig. 90 *b*), und da sieht man öfters [2]) das Protoplasma des Cytoblasten in einer der Circulation in Zellen völlig gleichen Strombewegung (Fig. 90 *b*), welche auch anhält, wenn man den Cytoblasten durch Zerreissen der Zelle isolirt, die also völlig unabhängig von derselben ist. Im Alter werden die Ströme ruhend und bilden da oft dicke, erhärtete Stränge (Fig. 90 *d, e*).

Die Kernkörperchen (Nucleoli) fehlen dem Cytoblasten fast nie; selbst dann, wenn derselbe erst als einfacher Protoplasmaballen auftritt (Fig. 90 *a*), kann man sie in diesem öfters als 1 bis 2 hellere Körnchen (*sit venia verbo!*) erkennen; später werden sie entschieden Bläschen [3]), an denen man Membran und Inhalt unterscheiden kann. In letzterem wird man dann wieder 1 bis 2 oder mehr grössere Gebilde — Nucleoli zweiter Ordnung — bemerken (Fig. 90 *b, d, e, f*). Sie sind im Allgemeinen den Nucleolis gegenüber so gross, wie diese gegenüber dem Cytoblasten, und dieser selbst gegenüber der erwachsenen Zelle [4]).

Die Zahl der Nucleoli variirt von 1 bis 4 bis 7; sie ist indess keineswegs abhängig von der Grösse des Cytoblasten [5]); sie liegen — wie der Nucleolus in seiner Zelle — bald in der Mitte, bald an der Wand desselben und bilden sich wohl immer später als dieser selbst [6]).

---

[1]) Schacht's Meinung (Lehrbuch, I. *pag.* 54), dass diese Körner nie in, sondern stets auf dem Cytoblasten liegen, ist eine irrige.

[2]) Weiss, A. „Sitzungsberichte der Wiener Akademie." 1864, Bd. 49, und 1866, Bd. 54.

[3]) Naegeli und Schleiden. „Zeitschrift für wissenschaftliche Botanik", 1. Heft, 1844, *pag.* 70.

[4]) Unger („Anat. u. Phys. d. Pflanzen", 1855, *pag.* 105) mass bei einem 28 μ grossen Cytoblasten von *Tripsacum dactyloides* den Nucleolus zu 12 μ; ich be- *Hoja carnosa*: Cytoblast 16 μ, Nucleolus 2·8 μ etc.

[5]) So gibt Schacht an. („Lehrb. d. Anat. u. Phys. d. Pflanzen", I. *pag.* 51.)

[6]) Hofmeister, W. (Embryo, *pag.* 10 ff.) — Schacht (Lehrbuch, I. *pag.* 51) schliesst aus Beobachtungen im Embryosacke das Umgekehrte, wie ich glaube mit Unrecht, da der Nachweis, die grösseren Körnchen im Protoplasma seien die späteren Nucleoli, nicht erbracht ist.

Bei robusten Cytoblasten hat das Kernkörperchen ganz das Ansehen eines kleinen Cytoblasten. Man kann in demselben ohne Mühe einen feinkörnigen Inhalt wahrnehmen (Fig. 90 *b*), ja unter günstigen Verhältnissen die Membran desselben deutlich mit doppelter Contour erblicken (Fig. 90 *d*, *e*); ich muss daher auch das Kernkörperchen als entschiedenes Bläschen bezeichnen. In seinem Innern heben sich vom körnigen Inhalte, der wohl Protoplasma sein dürfte, ein oder mehrere grössere Gebilde — Nucleoli zweiter Ordnung — ab; sie werden für die Nucleoli sicher das sein, was der Nucleolus für den Cytoblasten und dieser für die Zelle ist; macht doch ein robuster Cytoblast ganz und gar den Eindruck einer Zelle, besonders wenn dessen Protoplasma circulirt (Fig. 90 *c*) [1].

Oft folgen in einer Zelle mehrere Cytoblasten nach einander; man nennt die später gebildeten, im Gegensatze zu dem ursprünglichen, primären, dann auch secundäre und tertiäre Cytoblasten. In der Regel bilden sie sich erst nach Resorption des primären, oft aber noch vor derselben, auch treten sie nicht selten in mehrfacher Zahl in einer und derselben Zelle auf.

Die Bildung secundärer Cytoblasten erfolgt besonders bei der Vermehrung der Zellen (§. 30); sie bilden sich da 2 bis 3 (*Tradescantia*), 4 bis 5 (*Psilotum triquetrum*), oder 1 bis 2 (*Pinus Laricio*) etc. Tage vor der völligen Ausbildung der neuen Zellen [2]), verschwinden aber oft wieder, ohne dass es zu einer Zellvermehrung kommt [3]) (Fig. 90 *h*).

In Berührung mit Wasser gerinnt der Cytoblast in der Regel und zieht sich rasch zu einem Körper geringeren Volums zusammen [4]).

Häufig beobachtet man eine Vermehrung desselben [5]). Man sieht da, wie der ursprünglich runde Cytoblast nach und nach länglich wird (Fig. 91 *a* bei α); in den Brennpunkten seiner ellipsoidischen Gestalt tritt je ein Nucleolus auf (Fig. 91 *b*), später bemerkt man eine Scheidewand (zuerst als feine schwarze Linie) senkrecht auf der Verbindungslinie der zwei Nucleoli (Fig. 91 *b*), und endlich zerfällt er in zwei (Fig. 91 *c*) [6]). An robusten Cytoblasten habe ich durch Con-

[1]) Hofmeister's Angabe („Botan. Ztg." 1848, *pag.* 671), dass die Nucleoli öfters als Stärke reagiren, dürfte wohl factische im Cytoblasten befindliche Stärkekörner betreffen.

[2]) Hofmeister, W. „Die Lehre von der Pflanzenzelle." *pag.* 83.

[3]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." 1867. Bei Haargebilden äusserst häufig; ebenso in Pollenzellen von *Lilium, Oenothera* etc.

[4]) Naegeli und Schleiden. „Zeitschrift." 1. Heft, *pag.* 61.

[5]) Naegeli. „Zeitschrift für wiss. Botanik." I. 1844, *pag.* 67.

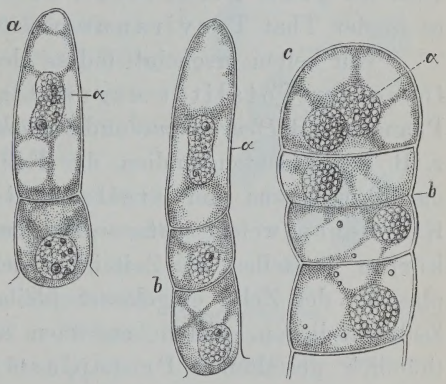
[6]) Hofmeister behauptet („Zelle", *pag.* 82, 83), der Cytoblast theile sich nie, weder durch Abschnürung noch durch Theilung, überhaupt komme ihm die Fähigkeit individueller Fortpflanzung nicht zu. Meine Beobachtungen widersprechen dem.

traction des Inhaltes im entscheidenden Stadium (Fig. 90 *c*) die beiden Inhaltsportionen ganz von einander gesondert gesehen [1]), ich muss daher für den Cytoblasten einen Theilungsvorgang wie bei der Zelle (Cap. VI) annehmen.

Schacht [2]) glaubt, die Vermehrung des Cytoblasten durch Theilung sei häufiger als seine Neubildung aus dem Protoplasma, und vermuthet, dass grössere Cytoblasten, welche mit mehreren Nucleolis versehen sind, in kleinere mit Einem Kernkörperchen zerfallen. Ich kann das nicht bestätigen, finde auch, dass der Cytoblast nur vor einer Zelltheilung sich ebenfalls theilt, sonst aber nicht.

Bereits oben (S. 101) wurde erwähnt, dass der Cytoblast in der Zelle herumwandere. Hanstein hat (1870) noch genauer darauf aufmerksam gemacht. Nach ihm durchkreuzt er oft den Zellraum, kriecht an einer Wand hin, oft schnell, oft langsam, und kommt dann vorübergehend wieder zur Ruhe. Oft läuft er auch gegen die Richtung der Protoplasmaströme. Während seiner Bewegung bleiben die Plasmabänder stets straff gespannt, als werde der Cytoblast wie ein Fahrzeug zwischen rings gespannten Tauen herumbugsirt [3]). Dabei ändert sich seine Gestalt beständig, erscheint indess meist in der Richtung seines Weges gestreckt. Sein Wandern beginnt, sowie die Strombewegung im Protoplasma anfängt.

Fig. 91.



Vergrösserung 400. Theilung des Cytoblasten (α) in den Zellen der Staubfadenhaare von *Tradescantia virginica*.

Von der Betheiligung des Cytoblasten an der Zellvermehrung, sowie von seiner Entwicklung wird später (Cap. VI) die Rede sein.

Nach Strassburger [4]) ist der Cytoblast zur Zeit seiner vollsten Wirksamkeit stets eine homogene, glashelle Plasma-Masse von der Consistenz der Hautschicht, weder Vacuolen noch Nucleoli enthaltend, die erst erscheinen, wenn er zur Ruhe gekommen ist.

---

[1]) Weiss, A. „Sitzungsberichte der Wiener Akademie." 1866. Band 54, Taf. IV, Fig. 61.

[2]) „Lehrbuch der Anat. u. Physiol. der Pflanzen." I. Bd., *pag.* 52.

[3]) „Botan. Ztg." 1872, *pag.* 22 ff.

[4]) „Ueber Zellbildung und Zelltheilung." Jena 1875, *pag.* 233 ff.

Strassburger glaubt, dass in der Sonderung des Plasma's in Körnerschicht, Hautschicht und Cytoblast eine Arbeitstheilung vorliege, so zwar, dass letzterer vornehmlich die molecularen Vorgänge der Zellbildung beherrsche, die Hautschicht die Abgrenzung des Ganzen nach Aussen übernehme und die Körnerschicht, durch Zufuhr von Baustoffen während ihrer Strombewegung, die Ernährung besorge.

§. 11. Chlorophyll.

Der grüne, das Pflanzenreich so charakterisirende Farbstoff: Blattgrün, Chlorophyll[1]) oder Phytochlor genannt, ist, so weit wir wissen, stets an Protoplasma gebunden, so dass man ihn sehr wohl als grün gefärbtes Protoplasma bezeichnen kann, wie es in der That Treviranus bereits 1814 vorschlug.

Nur selten erscheint indess der Protoplasmakörper einer Zelle in seiner Totalität ergrünt[2]), wie das bei manchen niederen Pflanzen, z. B. *Pleurococcus*- und *Palmella*-Arten oder bei einzelnen Zellen, z. B. den Flechtengonidien, der Fall ist[3]). In der Regel ballt sich das Protoplasma nur stellenweise zu kleinen Tröpfchen oder Kügelchen, welche später ergrünen und die sogenannten Chlorophyllkörner darstellen, die Zeit ihres Lebens der Hauptmasse des Protoplasma's der Zelle eingebettet bleiben, und niemals im wässerigen Zellsafte liegen. Selten ergrünen auch grössere, oft sich eigenthümlich gestaltende Protoplasma-Portionen einer Zelle, die man dann als Chlorophyllkörper bezeichnet.

Wir haben also zunächst am Chlorophyll den eigentlichen grünen Farbstoff und die Unterlage oder den Träger desselben zu unterscheiden. Letzterer besteht, wie seine chemischen Reactionen zeigen, aus solidem, höchstens kleine Vacuolen (z. B. bei *Spirogyren*[4]), *Desmidieen* etc.) enthaltendem Protoplasma. Mit Aether, Alkohol, Chloroform, ätherischen Oelen etc. lässt sich der grüne Farbstoff extrahiren und am Rückstande (Träger) durch die betreffenden Reactionen (S. 77) die protoplasmatische Natur desselben

---

[1]) Pelletier und Caventu. „*Journal de pharm.*" 1817. III. *pag.* 486.

[2]) Mit Ausnahme der Hautschichten desselben.

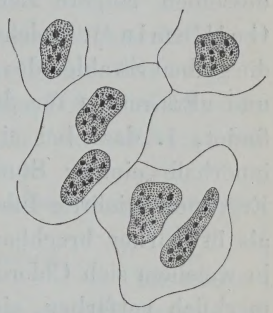
[3]) Bei der Zellvermehrung spielt diess grüne Protoplasma ganz die Rolle des Farblosen. Gelösten grünen Farbstoff fand ich in den Haarzellen von *Goldfussia glommerata* und in den Blumenblattzellen von *Erica viridiflora*; Hildebrand bei der grün blühenden Varietät von *Medicago sativa*.

[4]) Nach Mohl („Botan. Ztg." 1855, *pag.* 97) schwellen die grünen Spiralbänder dieser Alge beim Durchschneiden der Zelle im Wasser zu kugeligen, gewundenen Massen an, aus denen ungefärbte Vacuolen, die grüne Substanz zerreissend, hervorbrechen. Das Gleiche zeigen Nitellen.

erweisen [1]). Nach der Extraction des Farbstoffes ist die Form und das Volumen gar nicht geändert, es kann derselbe deshalb nur in einer verschwindend dünnen Lage vorhanden sein [2]).

Durch ihre Grösse und Gestalt zeichnen sich vor allen Chlorophyllbildungen die Chlorophyllkörper aus. Sie erscheinen entweder in Form von Platten (bei *Closterium*) oder Gürteln (bei *Drapanaldia*, *Ulothrix*), oder spiralig gewundenen Bändern (bei *Spirogyra*, Taf. I, Fig. 3), oder sternförmigen Gebilden (bei *Zygnema*) in den Zellen, fehlen indess den höheren Pflanzen ausnahmslos. Den Uebergang von diesen Chlorophyllkörpern zu den Chlorophyllkörnern bilden die grossen, nicht selten unregelmässig gestalteten, oft nur in der Einzahl (bei *Anthoceros*) oder in geringer Menge (bei *Selaginellen*, Fig. 92) in einer Zelle auftretenden Chlorophyllgebilde, welche ebenfalls auf die niederen Pflanzen beschränkt erscheinen.

Fig. 92.



Vergrösserung 600. Unregelmässige Chlorophyllkörper aus dem Mesophyll einer *Selaginella*.

Bei allen grün gefärbten Theilen höherer Gewächse (von den Farnen aufwärts) und vieler niederer Pflanzen ist dagegen der Chlorophyll-Farbstoff an kleine, in der Regel zahlreich in einer Zelle auftretende und meist rund, oder doch sphärisch gestaltete Protoplasmaklümpchen gebunden — die sogenannten Chlorophyllkörner (Taf. I, Fig. 2). Ihre Bildung aus dem Protoplasma ist sehr leicht zu verfolgen. Man sieht, wie in dem farblosen, hyalinen, gleichmässig vertheilten Protoplasma des Wandbeleges, seltener der centralen Protoplasma-Anhäufung, zuerst hie und da dichtere, rundliche Zusammenballungen desselben auftreten, welche nach und nach immer schärfer contourirt erscheinen und, endlich ergrünend, die Chlorophyllkörner darstellen. Seltener (*Lilium candidum*, *Solanum tuberosum*) ergrünt bei ihrer Individualisirung zuerst das Protoplasma und zerklüftet sich später, in beiden Fällen wird aber fast ausnahmslos der ganze Protoplasma-Inhalt einer Zelle zur Chlorophyllbildung verwendet.

Das Ergrünen erfolgt nur bei Zutritt von Licht [3]) von ganz bestimmter Intensität und bei einer gewissen Temperaturhöhe;

[1]) Treviranus („Biologie", 1814, IV. *pag.* 95) bezeichnet das entfärbte Chlorophyllkörnchen als ein „Klümpchen Eiweiss". Wie sehr wurde durch Mulder später gegen diese richtigen Anschauungen gesündigt!

[2]) Wahrscheinlich ist eben die ganze Substanz des Trägers und keineswegs nur dessen peripherische Schicht gefärbt.

[3]) Humboldt („Gren's Journal für Physik", 1792, I. *pag.* 196) schloss aus dem Ergrünen von Rasen in den sehr viel Wasserstoff enthaltenden dunklen Stollen

beides ist aber für verschiedene Pflanzen äusserst verchieden [1]). So bedürfen die meisten Cerealien grosse Lichtintensität zum Ergrünen, viele *Cryptogamen* (*Vaucheria* etc.) eine äusserst geringe. Im Dunklen, bei Lichtausschluss, ergrünen die Pflanzen nicht [2]), sie bleiben blass; man nennt sie etiolirt, vergeilt oder verschnackt [3]). Wohl ballt sich auch in ihren Zellen — wie Sachs zeigte — das Plasma zu Klümpchen, aber dieselben bleiben farblos, höchstens blass gelb gefärbt und enthalten niemals Stärke-Einschlüsse.

Bei ungenügender Beleuchtung erfolgt das Ergrünen unvollständig; der Farbstoff zeigt weit geringere Intensität; es genügt indess zum Ergrünen eines ganzen Blattes, wenn nur ein kleiner Theil desselben längere Zeit vom Lichte getroffen wird. Versuche von Guillemin [4]), welche Wiesner [5]) bestätigte, haben gezeigt, dass die gelben Strahlen des Sonnenspectrums, desgleichen die ultra-violetten und ultra-rothen für das Ergrünen die wirksamsten sind. Wiesner [6]) findet, 1. dass bei einer Helligkeit, welche Chlorophyll-Lösungen innerhalb einiger Stunden nicht zu verfärben im Stande ist, das Ergrünen etiolirter Pflanzen in schwächer brechbarem Lichte rascher als in stärker brechbarem Lichte erfolgt; 2. dass in diffusem Lichte, in welchem sich Chlorophyll-Lösungen innerhalb einiger Stunden schon merklich verfärben, sich meist nur unerhebliche Unterschiede in der Geschwindigkeit des Ergrünens von, verschieden brechbarem Lichte ausgesetzten, etiolirten Pflanzen erkennen lassen, und 3. dass vergeilte Pflanzen in sehr hellem Lichte der stärker brechenden Hälfte des Spectrums rascher als in gleich hellem Lichte der schwächer brechenden

---

der Bergwerke zu Freiburg, dass Wasserstoff die Pflanzen ebenso zum Ergrünen bringe wie Licht, eine Ansicht, die indess schon Decandolle („*Physiologie végétale*“, II. *pag.* 899) widerlegte.

[1]) Sachs zeigte („Flora“, 1864, Nr 38), dass *Cactus speciosus, Selaginella,* einige Farne etc. selbst nach monatelangem Aufenthalte im Finstern ihre grüne Farbe nicht verlieren, während bei den meisten Pflanzen bereits nach zwei bis drei Tagen grosse Veränderungen des Farbstoffes platzgreifen. Vergl. auch Cohn, F., „Licht und Leben“, Berlin 1869, *pag.* 31.

[2]) Eine Ausnahme machen die *Cotyledonen* der *Coniferen*-Embryonen, welche ergrünen, umschlossen von der völlig undurchsichtigen Samenschale und bedeckt von zollhoher Erde. Grüne Embryonen haben *Malvaceen* und *Rhamneen* fast allgemein, sehr häufig auch *Papilionaceen* und *Caryophylleen*, ferner die Mistel, Citrone und *Pistacien*, besonders schön *Evonymus europaeus.*

[3]) Böhm zeigte (Wiener Akademie, 1853, LXVIII. Juli), dass solche vergeilte Pflanzen in einer Atmosphäre, welche nur wenige Procent Kohlensäure enthält, nur unvollständig ergrünen; in einer Atmosphäre aber, die 30% und mehr Kohlensäure enthält, gar nicht mehr weiter wachsen und absterben.

[4]) „*Ann. des sc. nat.*“ 3. Sér. VII. *pag.* 157.

[5]) „Sitzungsber. der Wiener Akademie.“ 1874. Bd. 69.

[6]) *l. c. pag.* 52 (des Abdruckes).

Spectrumhälfte ergrünen. Bei grossen Helligkeiten wird eben ein Theil des gebildeten Chlorophylls zerstört, während bei mittleren Helligkeiten fast alles, bei geringen geradezu alles gebildete Chlorophyll erhalten bleibt. Daher das raschere Ergrünen etiolirter Pflanzen in diffusem Tages-, als im Sonnenlichte (Guillemin), daher die Erscheinung, dass grüne Blätter (besonders zarte) bei starkem Sonnenlichte eine hellere Färbung annehmen, um im Schatten nach kurzer Zeit dunkelgrün zu werden (Sachs), daher das raschere Ergrünen der unter einem locker aufliegenden Bleibande befindlichen Theile etiolirter Blätter gegenüber den direct insolirten [1]), daher die helle, eher gelbe als grüne Färbung von Moosrasen in intensivem Sonnenlichte [2]) etc.

Die Grösse der Chlorophyllkörner schwankt nach Unger zwischen 2 μ und 3·4 μ, nach Mohl für solche ohne Einschlüsse zwischen 7·5 μ und 9 μ, für solche mit Einschlüssen zwischen 7·5 μ und 19 μ. Sie sind im Allgemeinen desto kleiner, je zahlreicher sie auftreten, und umgekehrt. So mass ich [3]) ihre Grösse bei:

Name der Pflanze	Pflanzentheil	Grösse in Mikro-Millimetern
Glaucium fulvum	Blumenblätter (junge)	0·5—2
Asparagus verticillatus	unreife Beere	1—1·7
Cucurbita pepo	Blätter	1·2—2·3
Capsicum annuum	unreife Frucht	3
Arum maculatum	unreife Beere	3·3—6·5
Geum montanum	Blumenblätter (junge)	4
Cieca sp.	unreife Beere	5—6·5
Erica arborea	Blätter	5—7
Hoja carnosa	„	7—13

Die Grösse der Chlorophyllkörner nimmt mit dem Alter der Zelle zu, sie wachsen [4]). Dieses Wachsthum erfolgt indess stets weit langsamer als das der Zelle, sie nehmen daher später einen relativ viel geringeren Raum in derselben ein, als es im jugendlichen Zustande

[1]) Vergl. auch Sorby in „*Proceed. of the Royal Societ.*“ Vol. XXI. Nr. 146.

[2]) Askenasy, E. „Bot. Ztg.“ 1875, *pag.* 460.

[3]) Weiss, A. „Sitzungsber. der Wiener Akademie“, 1866 etc.

[4]) Bei *Metzgeria furcata* sind sie z. B. bei ihrem Entstehen 0·3 μ gross und wachsen bis zu einem Durchmesser von 5 μ. — Micheli (*Arch. d. sc. de la biblioth. univ. de Genève*“, 1867) zeigte, dass sich der Durchmesser der Chlorophyllkörner bei Lichtentziehung verkleinere, wie Frank („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.“, 1871, VIII. *pag.* 253) richtig vermuthet, lediglich in Folge Verkleinerung und Schwindens ihrer Stärke-Einschlüsse. Gris hat das übrigens („*Rech. mic. sur le Chloroph.*“ Paris 1857) an *Crassulaceen* etc. bereits längst gezeigt.

der sie enthaltenden Zelle der Fall ist. Ihr Wachsthum erfolgt dabei meist ungleichmässig, daher ihre Gestalt sich mit dem Alter ändert, und scheint dasselbe stets in gewissen Beziehungen zur Gestalt der Zelle zu stehen. Langgestreckte Zellen erhalten meist langgestreckte Chlorophyllkörner (*Charen, Vallisneria*), rundliche Zellen meist rundliche Formen, ebenso sind die im Wandbelege liegenden in der Regel gestreckter, als die im centralen Protoplasmakörper oder den Plasmasträngen befindlichen. Immer beginnt aber das Wachsthum erst nach dem Ergrünen des protoplasmatischen Trägers.

Die Chlorophyllkörner wachsen nicht nur, sondern sie vermehren sich auch, und zwar meist durch Zerfallen in zwei, selten in mehr Chlorophyllkörner. Die Vermehrung steht mit dem Wachsthume in innigem Zusammenhange; sie erfolgt stets, wenn das Längswachsthum des Kornes dessen Breitenwachsthum um ein, für verschiedene Pflanzen verschiedenes, aber ganz bestimmtes Mass überschritten hat.

Dieses die Theilung bedingende Verhältniss der Länge zur Breite beträgt z. B. für *Metzgeria-*, *Fissidens-* und *Sphagnum*-Arten 4 : 1; *Nitella flexilis* 8 : 1; in den Paraphysen von *Funaria hygrometrica* 6 : 1; in den unterirdischen, an's Licht gelangten protonematischen Fäden derselben Pflanze 20 : 1; bei *Zygnema*-Arten und *Desmidieen* 60 : 1 und mehr, ist also äusserst variabel. Das Zerfallen wird eingeleitet dadurch, dass sich in der Mittelregion des Chlorophyllkornes zuerst eine leichte Einschnürung zeigt, die immer tiefer eindringt, bis endlich eine vollständige Abschnürung, also ein Zerklüften in zwei Körner stattgefunden hat[2]).

Enthielt das ursprüngliche Chlorophyllkorn Stärke-Einschlüsse, so erscheinen diese nach der Theilung um die Centra der neugebildeten Körner geordnet. Naegeli[3]) hat den Vorgang zuerst genau an der Endzelle der Blätter von *Nitella syncarpa* beobachtet. Er untersuchte sie an demselben Individuum in verschiedenen Altersstufen, und zwar bei successive 0·08‴, 0·5‴, 1·5‴ und 6‴ Länge, wobei der Durchmesser von 0·03‴ zu 0·05‴, 0·06‴ und 0·09‴ zugenommen hatte. Die Chlorophyllkörner liegen da an der Wandung in senkrechten Reihen, deren er constant in den jüngeren sowohl als in den älteren Zellen etwa 80 zählte — eine Vermehrung der Reihen hatte also nicht statt. Während aber die Zahl der Körner in einer Längsreihe in der ersten

---

[1]) Hofmeister, W. „Die Lehre von der Pflanzenzelle.“ *pag.* 372.

[2]) Bei *Phanerogamen* hat Sanio die Theilung an *Ficaria* und *Peperonia* beobachtet; Kny („Sitzungsber. d. Ges. naturw. Freunde zu Berlin“, 1871, Juli) fand sie bei *Ceratophyllum, Elodea, Utricularia,* schwieriger bei *Myriophyllum spicatum.*

[3]) Naegeli und Schleiden. „Zeitschr. f. w. Bot.“ III. u. IV. Heft, *pag.* 112 ff.

(jüngsten) und kürzesten Zelle 40 betrug, war sie in der zweiten 150, in der dritten 500, in der vierten und längsten 2000. Es hatte also während des Wachsthums der Zelle von 0·08‴ bis 6‴ die Zahl der Chlorophyllkörner in jeder Reihe von 40 auf 2000, in der ganzen Zelle also von 3200 auf 160.000 zugenommen. Während also die Zelle 75mal länger wurde, mehrten sich die Chlorophyllkörner um das 50fache. Von kleinen, etwa neu, zwischen den bereits vorhandenen Chlorophyllkörnern entstandenen, sah er keine Spur, dagegen häufig mitten in der Theilung begriffene.

In der Substanz des protoplasmatischen Trägers treten in der Regel früher oder später fremdartige Einschlüsse oder Einlagerungen auf, welche häufig durch ihr eigenes Wachsthum bestimmend auf die Form und Grösse der Chlorophyllkörner werden. Nur selten kommt es vor, dass solche Einschlüsse vom Anfange an vorhanden sind, d. h. dass sich der Chlorophyll-Farbstoff auf bereits geformte Inhaltskörper der Zelle niederschlägt, und zwar meist auf den Cytoblasten (Moose) oder aber auf Stärkmehl (*Caulerpa, Acuba japonica, Solanum Dulcamara* [1]), wohl auch auf Krystalle (Haare von *Cucurbita pepo*) [2]).

In der Regel bilden sie sich erst später, und es ist da meist Stärkmehl, welches mit wenigen Ausnahmen (*Allium Cepa, Lilium Martagon, Asphodelus luteus*) später in allen Chlorophyllkörnern gefunden wird (Taf. I, Fig. 1). Durch Extrahiren des grünen Farbstoffes mit Aether oder Alkohol, Quellenmachen der meist enorm kleinen Stärkekörnchen durch Kalilauge [3]), hierauf Neutralisiren mit Essigsäure [4]) und endliche Behandlung mit Jodlösung kann man sie durch ihre Blaufärbung selbst in den schwierigsten Fällen nachweisen; meist genügt bereits Entfärbung durch Aether und Zusatz von Jodlösung, um sie sichtbar zu machen. Oft enthält ein Chlorophyllkorn nur ein einziges, meist grösseres Stärkekorn (Epidermis von *Aspidium exaltatum* und *Calla aethiopica*, Blattparenchym von *Abies pectinata, Pinus alba, Camellia japonica*), oft deren sehr viele. So fand Mohl [5]) bei *Anthoceros* nicht weniger als 50 bis 100 Stärkekörnen von 1·0 μ — 7·5 μ [6]) in einem einzigen Chlorophyll-

[1]) Weiss, A. „Sitzungsb. der Wiener Akademie." 1864. Bd. 49, Taf. II etc.

[2]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." Berlin 1867. Taf. XX, Fig. 11.

[3]) Böhm, J. „Sitzungsb. der Wiener Akademie." 1857, *pag.* 497.

[4]) Sachs, J. „Flora", 1862, *pag.* 166.

[5]) „Grundzüge der Anat. und Phys. der veget. Zelle." 1851, *pag.* 45.

[6]) Bei *Tradescantia discolor* und *Vallisneria spiralis* beträgt (nach Mohl) der Durchmesser der Stärke-Einschlüsse 2·8 μ bis 4·5 μ, bei den grössten sogar 7·5 μ. Bei *Hoja carnosa* (Mesophyll) finde ich ihre Grösse, solange sie noch den Chlorophyllkörnern eingebettet sind, 0·8 μ bis 2 μ. Blaufärbung durch Jodlösung konnte Mohl direct noch bei Körnchen von 1 μ constatiren.

korne. Bleiben sie sehr klein, so bewirken sie natürlich keinerlei Formveränderungen des Kornes, ausser sie ragen, wie oft geschieht (Taf. I, Fig. 1 *A*), aus dem Farbstoffe hervor; wenn sie aber, wie es vielfach der Fall ist (*Solanum Dulcamara,* Rinde von *Opuntien*), beträchtlich wachsen, dehnen sie die ohnehin dünne grüne Farbstoffschicht immer mehr aus, die Färbung wird in Folge dessen immer blässer und verschwindet endlich ganz, insbesondere in den inneren Gewebsschichten (alte Blätter von *Opuntien*, Beeren), seltener, wiewohl auch, in den peripherischen —; es liegen die Stärke-Einschlüsse dann (scheinbar) allein in den Zellen. Auch in diesem Falle (Beeren von *Arum maculatum*) erscheinen aber die Stärkekörner anfangs als kaum sichtbare Punkte in der Plasma-Unterlage des Chlorophyllkornes und nehmen erst successive an Grösse zu, wobei sie sich häufig mit ebenen Flächen aneinanderlegen. In seltenen Fällen sind einzelne lose verbundene Stärkekörnchen vorhanden, die sich (durch Druck) leicht von einander trennen und mit intensiv grünem Farbstoffe überzogen sind (Taf. I, Fig. 3 *B*).

Ausser und neben dem Stärkemehl findet sich sehr häufig fettes Oel[1]) in den Chlorophyllkörnern; so bei vielen *Cacteen* (oft bis zu 20 Tröpfchen) und *Desmidieen*, in den Bändern der *Spirogyren*, im Chlorophyll der Blätter von *Agave americana, Hoja carnosa* etc.; auch wohl dichtere Partien des Farbstoffes selbst, die als dunkler grüne Punkte erscheinen, z. B. bei *Sempervivum Wulfenii, Crassula arborea* etc., oder endlich Einschlüsse, deren chemische Natur vorläufig fraglich ist, z. B. bei *Allium fistulosum* und *Allium Cepa, Orchis militaris, Lactuca sativa* etc.

Ueber die Structur oder den feineren Bau der Chlorophyllkörner lässt sich nicht viel sagen. Sicher ist, dass ausnahmslos ihre peripherische Schicht beträchtlich dichter als ihre innere Masse ist, häufig auch (*Desmidieen, Nitellen, Prothallien* von Farnen) dunkelgrüner gefärbt erscheint; ob aber das durchaus die Annahme einer eigenen, sie umschliessenden Membran nöthig macht (wie Naegeli will), scheint mir sehr fraglich; ich konnte mich wenigstens nie von dem Vorhandensein einer solchen überzeugen. Rosanoff hat an älteren Chlorophyllkörnern von *Bryopsis plumosa* eine radicale Streifung ihrer Substanz wahrgenommen, die wohl, wie bei der Zellhaut, einen verschiedenen Wassergehalt der einzelnen Partien andeutet; weiter aber ist nichts über etwaige Structurverhältnisse bekannt.

---

[1]) Nach Briosi („Botan. Zeitung", 1873, *pag.* 529 ff.) wird Oel normal in den Chlorophyllkörnern von *Strelitzia-* und *Musa*-Arten erzeugt. Die Oeltröpfchen sind durch ihre Löslichkeit in Aether kenntlich.

Die Lagerung der Chlorophyllkörner in der Zelle ist — da sie stets im Protoplasma eingebettet sind — ganz von der Lagerung des letzteren in derselben abhängig und wechselt mit dieser. Meist liegen sie im Wandbelege oder der centralen Protoplasma-Anhäufung, auch wohl kranzförmig um den Cytoblasten gelagert (Fig. 19 *C*) oder denselben gänzlich einhüllend (Taf. I, Fig. 3 *B*) [1]), oft in den feinen Plasmanetzen, die sich durch das Zelllumen spannen.

Die Strombewegung des Plasma's führt sie da häufig in der ganzen Zelle herum. Beim Absterben der Zelle, oder, wenn das Plasma derselben seine Lage wechselt, wird auch die Lagerung der Chlorophyllkörner modificirt. Die Lage derselben in den Zellen ist nebstbei ausserordentlich abhängig von der Beleuchtung; sie wandern bei Verdunklung an andere Zellwandungen als jene sind, die sie im Lichte bedecken [2]). Famintzin [3]) und Borodin [4]) fanden bei Moosen, *Farnprothallien* etc., dass die Chlorophyllkörner im Lichte die breiten oberen und unteren Zellwände einnehmen, im Dunklen aber an die schmalen Seitenwände der Zelle wandern, und Sachs [5]) vermuthete bereits 1868, dass diese Wanderung auf einer vom Lichtwechsel veranlassten Bewegung des Protoplasma's beruhe, durch welche die Chlorophyllkörner passiv fortgeführt werden. Die schönen Untersuchungen von Frank [6]) haben gelehrt, dass eine solche Lagerveränderung der Chlorophyllkörner auch durch andere Momente, als Lichtentziehung hervorgerufen werde, und dass in der That das Protoplasma das Bewegende ist. Er zeigte, dass im normalen unverletzten Zustande (und gleich nach der Präparation) bei allen von ihm untersuchten Pflanzen [7]) die Chlorophyll führende Hauptmasse des Protoplasma's lediglich die oberen und unteren, aussen freien, d. h. mit anderen Zellen nicht im Verbande stehenden, Wandungen bedecke, die schmalen Seitenwände aber ausnahmslos freilasse, und nennt diese Lagerung Epistrophe. Kürzere oder längere Zeit nach Anfertigung der Präparate [8]) kommt es aber zu

[1]) Durch solche Lagerungen verführt, hat Gris („*Ann. des sc. nat.*“ IV. *Sér.*, *Vol.* VII) die Entstehung der Chlorophyllkörner aus dem Cytoblasten zu erweisen gesucht.

[2]) Wurde zuerst von Böhm („Sitzungsb. der Wiener Akad.“ 1857, XXII, *pag.* 510) an *Crassulaceen* entdeckt.

[3]) „Pringsheim's Jahrbüch. für wiss. Botanik.“ IV. *pag.* 49.

[4]) „*Bullet. de l'acad. de St. Petersbourg*“, 1867, IV. *pag.* 482.

[5]) „Lehrbuch der Botanik.“ 1868, *pag.* 568.

[6]) „Pringsheim's Jahrbüch. f. wiss. Bot.“ 1871. VIII. *pag.* 216 ff.

[7]) *Mnium rostratum, Radula complanata, Farnprothallien, Sagittaria sagittaefolia, Elodea canadensis, Vallisneria spiralis* und diverse *Crassulaceen*.

[8]) Bei *Mnium rostratum* nach zwei und mehr Tagen, bei *Radula complanata* nach fünf Tagen, bei *Sagittaria* nach zwei Stunden. Bei *Elodea canadensis* gerathen

einer vollständigen Umlagerung. Die Chlorophyllkörner wandern, von dem seine Lage ändernden Protoplasma passiv fortgeführt, alle nach den von ihnen früher freigelassenen Seitenwänden, und bleiben nun dauernd dort liegen, nehmen also jene Stellung ein, welche Famintzin und Borodin bei dauernder Lichtentziehung beobachteten. Frank nennt diese Lage der Chlorophyllkörner Apostrophe. Sie wird also bei Abtrennung durch die Präparation herbeigeführt; es wird durch sie ein neuer Zustand in die Zellen getragen, der in der Umlagerung des Plasma's und besonders der Chlorophyllkörner seinen Ausdruck findet und, einmal hergestellt, constant bleibt. Nächtliche Verfinsterung bewirkt (nach Frank) bei *Radula*, *Farnprothallien* etc. keine Lagenänderung der Chlorophyllkörner, wohl aber bringt in allen Fällen dauernde (mehrere Tage, oft Wochen) Lichtentziehung ein Wandern des Chlorophylls nach den Seitenwänden, d. h. Apostrophe hervor. Bei *Mnien* geschieht diess bereits in fünf Stunden; eine solche Pflanze ändert also täglich die Anordnung ihrer Chlorophyllkörner. Die Mehrzahl der Gewächse braucht aber zur Lagenänderung mehrere Tage, die Verdunklung einer Nacht ändert daher bei ihnen nichts. Wieder an's Licht gebracht, erfolgt sofort ein Rückwandern — ein Herstellen der Epistrophe — aber viel rascher, so dass meist in wenig Stunden die normale Lage der Chlorophyllkörner (an der oberen und unteren Zellwand) wieder hergestellt ist.

Wie Lichtentziehung wirkt Temperatur-Erniedrigung (unter 0°); die Chlorophyllkörner wandern auch da, wie Frank zeigte, an die Seitenwände; Temperatur-Erhöhung bringt aber erst dann diese neue Lagerung hervor, wenn die Pflanze dadurch auch getödtet wurde. Beim Verwelken abgeschnittener Theile tritt sofort ebenfalls Apostrophe ein [1]).

Es wird demnach die Apostrophe durch Abtrennen der Zellen, durch dauernde Lichtentziehung, durch Ueberschreitung der vitalen Temperaturgrenzen, sowie durch Entziehen von Sauerstoff hervorgerufen, und immer ist es das Protoplasma, welches auf seiner dadurch bewirkten Wanderung oder Ortsveränderung die Chlorophyllkörner mit sich führt.

---

bereits wenige Minuten nach Herstellung des Präparates die Chlorophyllkörner und das Protoplasma in Unordnung.

[1]) Daher zeigen Herbar-Exemplare von Laub- und Lebermoosen die Chlorophyllkörner in der Regel an den Seitenwänden der Zellen. Es ist hier das Austrocknen und nicht (wie Famintzin glaubte) die Verdunkelung zwischen den Papierbögen die Ursache dieser Lagenänderung. Auch Fernhalten oder ungenügender Zutritt von Sauerstoff treibt sogleich das Plasma und das Chlorophyll an die Seitenwände der Zellen.

Frank zeigt übrigens, dass die Lagerungsverhältnisse des Chlorophylls in einer Pflanze sehr von ihrem Alter abhängig seien. Im Jugendalter der Pflanzen zeigt es in den Zellen keinerlei ausgeprägte Lagerung, sondern ist meist unregelmässig in denselben vertheilt; auf der Höhe der Entwicklung tritt aber die normale Lagerung desselben (Epistrophe) ein, und im Alter wandern die Chlorophyllkörner an die Seitenwände der Zellen, es stellt sich Epistrophe ein. Letztere ist also zweifellos als ein Zustand der Erschlaffung zu betrachten, auch muss, wie die so ungleichen Zeiten lehren, welche nöthig sind, die Lagerungsveränderung hervorzubringen, das Protoplasma verschiedener Pflanzen verschieden empfindlich gegen gewisse Einflüsse (Abtrennung, Dunkelheit etc.) sein, und in allen Fällen einen gewissen Widerwillen gegen die Apostrophe haben, da es den zu ihr führenden Bewegungen viel mehr Widerstand entgegensetzt, als der Rückkehr zur normalen Lage.

Wie bereits erwähnt (S. 106), kann man durch Aether, Alkohol etc. den grünen Farbstoff extrahiren; es reagiren dann die entfärbten Chlorophyllkörner wie Protoplasma. Das scheint indess nur der Fall zu sein, so lange sie jung sind, im Alter dürfte eine chemische Veränderung dieser Unterlage stattfinden, wie das Ausbleiben der Eiweiss-Reaction andeutet.

Der grüne Farbstoff selbst ist noch wenig untersucht; man weiss nur, dass er aus *C*, *H*, *O* und kleinen Mengen von *N* und *Fe* [1]) besteht. In concentrirten Mineralsäuren färben sich die Chlorophyllkörner blaugrün bis indigoblau, eine Reaction, die bereits Wahlenberg (1804) anführt, Schleiden indess noch (1861) leugnete. Lösungen des Farbstoffes fluoresciren mit schön rothem Lichte und zeigen ein deutliches Absorptions-Spectrum. Eine weingeistige, unveränderte Chlorophyll-Lösung enthält [2]) sieben Absorptionsbänder [3]) (Fig. 93 *A*), und zwar vier (I—IV) schmale in der ersten und drei (V—VII) breite in der zweiten Hälfte des Spectrums. Diese letzteren erscheinen indess nur bei sehr verdünnten Lösungen gesondert; bei concentrirteren ist die

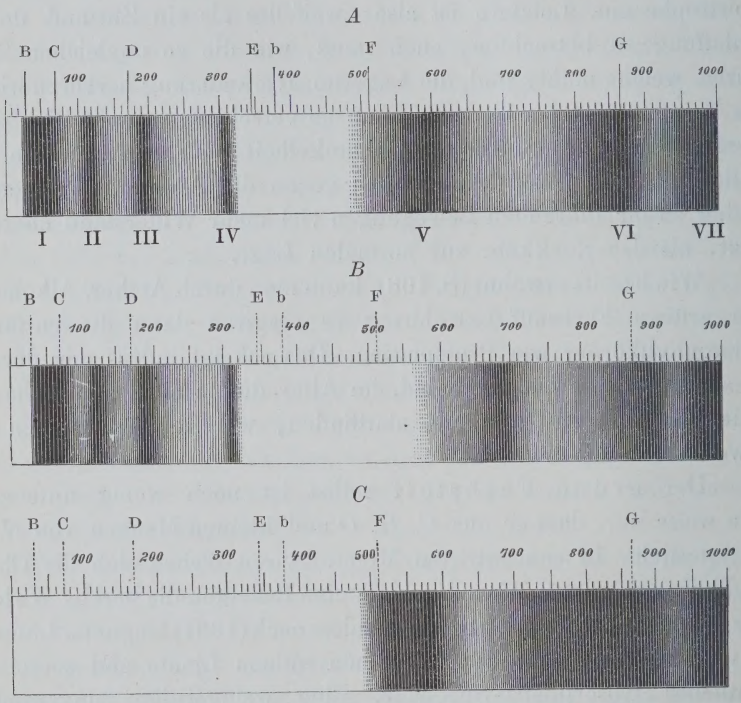
[1]) Beweis dafür ist der Umstand, dass Pflanzen bleichsüchtig — chlorotisch — werden, wenn der Boden, in dem sie wachsen, kein Eisen enthält, und dass die Chlorose durch Düngung des Bodens mit löslichen Eisensalzen behoben wird, dass ferner ein chlorotisches Blatt, an bestimmten Stellen mit Eisensalzlösung bestrichen, dort sofort ergrünt etc. — Das Wachs, welches den älteren Analysen zufolge den grössten Theil der Chlorophyllsubstanz ausmachen sollte, stammt nicht von diesem, sondern aus der Epidermis der Pflanzen.

[2]) Bei allen Pflanzen, mit Ausnahme einer *Oscillarie*.

[3]) Kraus, G. „Zur Kenntniss der Chlorophyll-Farbstoffe.“ 1872. *pag.* 130 ff. — Bei mässig concentrirter Lösung sieht man vier Bänder, und zwar in Roth, Orange, Gelb und Grün.

ganze zweite Spectrumhälfte absorbirt. Es stimmt das Spectrum einer solchen Lösung in allem Wesentlichen mit dem des lebenden Blattes, nur dass da alle Bänder gegen das rothe Ende des Spectrums verschoben sind; es rücken dieselben überhaupt um so weiter gegen das rothe Ende hin, je concentrirter die Lösung ist [1]).

Fig. 93.



A. Spectrum einer normalen weingeistigen Chlorophyll-Lösung, die vordere Hälfte bei stärkerer, die hintere bei ganz schwacher Concentration darstellend. I—VII die sieben Absorptionsbänder, *B—G* Lage der mit diesen Buchstaben bezeichneten Fraunhofer'schen Linien. — *B.* Spectrum des Kyanophylls. Hintere Hälfte des Spectrums bei geringerer Concentration als die vordere. — *C.* Spectrum des Xanthophylls bei schwacher Concentration. Alle drei Spectra sind durch eine Scala in 1000 Theile getheilt, um die Lage der Bänder genau zu determiniren. (Nach Kraus.)

Kraus glaubte gefunden zu haben, dass das Chlorophyll-Spectrum ein Combinations-Spectrum sei, und durch Ueberlagerung der Spectren eines blaugrünen — er nennt ihn Kyanophyll — und eines

[1]) Diese wichtige Thatsache der einseitigen Verdickung der Absorptionsbänder bei zunehmender Dicke der vom Lichte durchlaufenen Schicht oder, was dasselbe ist, bei stärkerer Concentration der Lösung habe ich bereits 1857, und zwar nicht nur für das Chlorophyll-Spectrum nachgewiesen und in „Sitzungsber. der Wiener Akademie", XLIII. *pag.* 208 ff., sowie „Poggendorff's Annalen", CXII. *pag.* 153 ff. bekannt gemacht. Kraus hat daher meine damalige Auffindung nur bestätigen können.

gelben — Xanthophyll — Farbstoffes zu Stande komme. Der blaugrüne, gegen das Licht äusserst empfindliche Farbstoff verursache die Bänder I—IV in Roth und Grün (Fig. 93), und ausserdem drei in Blau und Violett (Fig. 93 *B*, S. 6 und 7); der gelbe Farbstoff drei Bänder in Blau und Violett (Fig. 93 *C*, 1, 2, 3), die mit denen des blaugrünen Farbstoffes zusammen die Absorptionsbänder V—VII bilden.

Das Xanthophyll ist nach Kraus identisch mit dem Farbstoffe etiolirter Pflanzen (Leucophyll genannt) und einem grossen Theile des Anthoxanthins (gelbe Blüthen von *Ranunculus, Berberis* etc.); es wird durch Schwefelsäure und Salzsäure zuerst smaragdgrün, dann indigoblau gefärbt [1]).

Schon Fremy [2]) hatte darzuthun gesucht, dass der grüne Chlorophyll-Farbstoff ein Gemenge eines blauen, von ihm Phyllocyanin und eines gelben, von ihm Phylloxanthin genannten Farbstoffes sei. Schüttelt man nach ihm unreines, mit Alkohol ausgezogenes Chlorophyll mit einer Mischung von zwei Theilen Aether und einem Theil verdünnter Salzsäure, so bleibt ersteres in der Salzsäure, das Phylloxanthin dagegen im Aether gelöst. Auf Zusatz von Alkohol vereinigen sich die beiden getrennten Flüssigkeiten wieder zu einer grünen. Noch einfacher gelingt die Trennung, wenn man (nach Kraus) eine alkoholische Chlorophyll-Lösung mit Benzol schüttelt, der blaugrüne Farbstoff bleibt da im Benzol, der goldgelbe im Alkohol gelöst; ersterer fluorescirt carminroth, letzterer gar nicht [3]).

---

[1]) Vergl. §. 12. — Gelb und Orange.

[2]) „*Ann. des sc. nat.*“ XIII. *pag.* 45 ff.

[3]) Bei *Oscillaria, Nostochineen* etc. ist nach Askenasy ausser dem grünen noch ein zweiter Farbstoff vorhanden, der im durchfallenden Lichte rein blau, im auffallenden bräunlich orange ist. Damit scheint mir zu stimmen, dass man bei vielen *Oscillarien* etc., wenn sie mit Wasser auf Papier gebracht werden, nach dem Eintrocknen einen schönen hellblauen Saum rings um dieselben sieht. Das Gleiche ist bei einer *Gloeocapsa*-Art, Aehnliches bei rothgefärbten *Florideen* der Fall. Mit Alkohol extrahirt geben diese einen smaragdgrünen Extract, der sich ganz wie Chlorophyll verhält, auch werden sie beim Absterben oder bei höheren Temperaturen grün. Ihr rother Farbstoff ist in Wasser mit bläulich carminrother Farbe löslich und ist so intensiv, dass er das Grün der von ihm durchdrungenen Chlorophyllkörner verdeckt. Er fluorescirt orange. Wahrscheinlich dürfte Aehnliches der Fall sein bei *Fucus sanguineus,* der im Meere schön rosenroth ist und an der Luft gelbgrün wird, sowie bei den ebenfalls an der Luft grün werdenden olivenfarbenen *Fucus plumosus* und *esculentus,* sowie bei der trotz ihrer lebhaft rothen Farbe doch assimilirenden *Ulva purpurea* und der rothen Spielart von *Atriplex hortensis,* ferner bei vielen Algensporen, die beim Ruhen roth, später wieder grün werden, bei *Neottia nidus avis* und *Orobanchen,* die nach Wiesner („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.“ VII. *pag.* 575 ff.) den Chlorophyll-Farbstoff in nicht unbeträchtlichen Mengen enthalten, dasselbe endlich nach meinen Versuchen („Sitzungsber. der Wiener Akademie“, 1872, LXIII. *pag.* 34 des Abdrucks) bei dem Endochrom der *Diotomaceen* etc.

Durch Basen soll der blaue Farbstoff in eine gelbe, in Alkohol leicht lösliche Modification (Phylloxantheïn) verwandelt werden, welche durch Säuren wieder blau wird; der gelbe Farbstoff dagegen durch Aether und Salzsäure zum Theil in einen blauen übergeführt werden.

Konrad[1]) findet, entgegen Kraus, dass, wenn man eine Lösung des Chlorophylls in absolutem Alkohol, mit Benzol versetzt, schüttelt, niemals eine Scheidung in Blau und Gelb eintrete, ausser man wendet — wie Kraus gethan — sehr wässerigen Alkohol an, wobei aber das Wasser desselben zuvor eine chemische Zersetzung bewirke[2]).

Eine factische Zusammensetzung des Chlorophyll-Farbstoffes aus Blau und Gelb ist allerdings noch unerwiesen, ja sogar nicht wahrscheinlich, wie aus den Untersuchungen von Wiesner, Pringsheim, Cohn u. A. hervorgeht. Nach Wiesner[3]) ist das Kyanophyll von Kraus (*blue Chlorophyll* von Sorby) nichts weiter als ein reineres, von einem gelben Farbstoffe (Xantophyll) und wahrscheinlich noch von anderen Körpern befreites Chlorophyll, das er schlechtweg Chlorophyll nennt, im Gegensatze zu Roh-Chlorophyll, womit er den grünen Farbstoff der alkoholischen Chlorophyll-Extracte, also das bisher Chlorophyll genannte, bezeichnet. Er zeigte, dass ausser Benzol auch zahlreiche andere Stoffe, z. B. Toluol, Cumol, Cymol, Terpentinöl, Schwefelkohlenstoff, Nussöl, Leinöl, Mandelöl etc. eine Trennung des Xanthophylls beim Schütteln hervorbringen. Nach Wiesner wäre also das Kyanophyll-Spectrum (Fig. 93 *B*) als eigentliches Chlorophyll-Spectrum anzusehen.

Pringsheim („Monatsb. der Berliner Akademie", October 1874 und December 1875) verwirft gänzlich die Annahme von Kraus, das Chlorophyll-Spectrum setze sich aus den Absorptionen zweier Farbstoffe, die seine Componenten bilden, zusammen, und sucht zu zeigen, dass die beobachteten Differenzen in den Absorptions-Spectren der Trennungsproducte nicht durch zwei im Chlorophyll präexistirende Farbstoffe bewirkt werden, sondern der Einwirkung der angewendeten Trennungsmittel auf das Chlorophyll-Spectrum angehören. Das Chlorophyll ist nach ihm ein einfacher Farbstoff, desgleichen jene vegetabilischen Farbstoffe (gelb, roth etc.), deren

---

[1]) „Flora." 1872, *pag.* 396.

[2]) Das Unhaltbare von Konrad's Angaben haben Treub („Flora", 1874, *pag.* 75) und Wiesner („Wiener Akademie", 1874, S. 19 ff. des Abdrucks) dargethan.

[3]) „Sitzungsb. der Wiener Akad." 1874, LXIX. (Aprilheft). — Vergleiche auch Pringsheim, N. im „Monatsber. der Berliner Akademie", 1874 (October).

Absorptionsbänder mit dem Chlorophyll-Spectrum in ihrer Lage übereinstimmen. Sie sind dem Chlorophyll genetisch verwandt — Derivate desselben. Die Spectra dieser ganzen Farbstoffreihe stimmen darin überein, dass die Maxima und Minima der Absorption genau an derselben Stelle liegen, und unterscheiden sich nur durch das relativ raschere oder langsamere Anwachsen der Absorption innerhalb der einzelnen Absorptionsbänder. Pringsheim zeigt, dass man diese optischen Verschiedenheiten in einer grünen Chlorophyll-Lösung mit normalem Spectrum durch bestimmte chemische Einwirkungen (Licht, Säuren, Alkalien) künstlich erzeugen kann und schliesst daraus, dass sie mit chemischen Veränderungen einer dieser ganzen Farbstoffreihe gemeinsamen Grundlage — des grünen Chlorophylls — parallel gehen, dass sie daher verschiedene Derivate des Chlorophylls charakterisiren. Solche selbstständige Chlorophyll-Modificationen, zunächst für eine Anzahl gelber Pflanzen-Farbstoffe unterscheidet Pringsheim:

1. Das Etiolin, als den gelben Farbstoff der sich beim Ausschluss des Lichtes entwickelnden Keime;

2. das Anthoxanthin, als den gelben Farbstoff der bisher untersuchten gelben Blüthen;

3. das Xanthophyll, als den Farbstoff der sich im Herbste gelb färbenden Blätter.

Ebenso zeigt er, dass der rothe, nach dem Trocknen aus den *Florideen* hervortretende und sich mit Wasser mischende Farbstoff (von Kützing Phycoërythrin genannt) durch die Coincidenz der Maxima und Minima seiner Absorptionscurve mit denen des Chlorophylls sich ebenfalls als eine selbstständige Chlorophyll-Modification zu erkennen gebe. Allein auch der grüne Farbstoff, der in den lebenden *Florideen* mit dem Phycoërythrin verbunden und durch Alkohol extrahirt werden kann (vergl. S. 117), ist nicht dem Chlorophyll der Phanerogamenblätter gleichwerthig, sondern (wie das Fucaceengrün und künstliche Chlorophyll-Modificationen) nur eine leichte weniger als das Phycoërythrin abweichende selbstständige Modification dieses Farbstoffes. Die Uebereinstimmung der Maxima und Minima der Absorption in allen Regionen des Spectrums von Florideengrün und Phycoërythrin erklärt sich, trotz der so verschiedenen Eigenschaften dieser Farbstoffe — der eine ist roth, in Wasser leicht, in Alkohol gar nicht löslich; der andere grün, in Alkohol leicht und in Wasser fast gar nicht löslich — aus der Annahme, dass beide nur Derivate der chemischen Grundlage sind, und zwar ist der rothe eine weitergehende, der grüne eine weniger

weitgehende Abänderung, aber auch der letztere ist mit dem Phanerogamen-Chlorophyll nicht identisch.

Im Lichte verfärben (zersetzen) sich, wie schon Senebier wusste, alle Chlorophyll-Lösungen, aber in sehr ungleichen Zeiten; am raschesten Chlorophyll-Lösungen in ätherischen Oelen [1]), alkoholische rascher wie ätherische, sehr langsam solche in fetten Oelen. Es übt also die Natur des Lösungsmittels einen sehr bedeutenden Einfluss auf die Zerstörung des Chlorophyll-Farbstoffes aus. Nach Wiesner [2]) begannen sich Lösungen von Roh-Chlorophyll zu entfärben, und zwar eine

Lösung in 75%	Alkohol	nach	0·05	Stunden
„ „	Benzol	„	0·11	„
„ „	Aether	„	0·20	„
„ „	Olivenöl	„	3·50	„

Auch die Concentration der Lösung wirkt, beim Chlorophyll sowohl als beim Xanthophyll, auf die Raschheit der Zersetzung; sie erfolgt um so rascher, je geringer erstere ist, und zwar in rascherem als arithmetischen Verhältnisse [3]). Verdünnte Chlorophyll-Auflösungen in Terpentinöl [4]) zersetzen sich so rasch, dass nach zwölf Minuten dauernder Insolation nicht einmal mehr Fluorescenz zu beobachten ist.

Wiesner's Versuche lehren, dass die gelben und beiderseits benachbarten Strahlen (grün und orange), also die am meisten leuchtenden des ganzen Spectrums es sind, welche die grösste Energie bei der Zerstörung des Chlorophylls im Lichte zeigen, dass hingegen die Xanthophyll-Lösungen sich im sogenannten chemischen Lichte am raschesten, sehr langsam dagegen im rothen bis gelben Lichte entfärben.

In nur halbwegs verdunkelten Räumen erfolgt keine Zerstörung des Chlorophyll-Farbstoffes, im diffusen Tageslichte nur sehr langsam; es gehört zu derselben also weit grössere Helligkeit, als zum Ergrünen nöthig ist, auch dürften die Helligkeiten, bei denen die Chlorophyll-Zerstörung beginnt, dieselben sein, wie diejenigen, bei

---

[1]) Besonders solchen, welche — wie Wiesner treffend bemerkt — rasch Sauerstoff aus der Atmosphäre absorbiren.

[2]) *l. c. pag.* 25.

[3]) *l. c. pag.* 26.

[4]) Nach Beobachtungen Wiesner's (dieselben werden in der Festschrift zur Feier des fünfundzwanzigjährigen Bestandes der k. k. zoologisch-botanischen Gesellschaft in Wien, 1876, erscheinen) zerstört Terpentin den Chlorophyll-Farbstoff selbst bei Ausschluss von Licht, doch wirkt es nicht direct zerstörend, sondern nur als Sauerstoff-Ueberträger, denn sauerstofffrei gemachte Lösungen von Chlorophyll in Terpentinöl, dem Sauerstoffe der Luft entzogen, verändern sich weder im Lichte noch im Finstern.

denen die Kohlensäure-Zersetzung durch das Chlorophyll (Assimilation) anhebt. Der ganze Process der Zerstörung des Chlorophyll-Farbstoffes bei Insolation ist nichts weiter als ein Oxydationsprocess, wie schon durch Auskochen sauerstofffrei gemachte und dann in Glasröhren verschlossene Chlorophyll-Lösungen durch ihre dadurch gewonnene Unveränderlichkeit erweisen.

Chlorophyll sowohl als Xanthophyll sind im Dunklen, selbst bei Zutritt von Sauerstoff, unveränderlich, ebenso bei Ausschluss von Sauerstoff dem Lichte ausgesetzt. Im Lichte zersetzen sich beide Körper, aber nur dann und nur so lange, als freier Sauerstoff vorhanden ist[1]). Die Temperatur, selbst innerhalb weiter Grenzen (über + 100° C. und unter — 30° C.), beeinflusst die Oxydation des Chlorophylls nicht.

Die Entfärbung des trockenen Roh-Chlorophylls in der Sonne erfolgt stets durch Gelb hindurch; es wird also das Chlorophyll früher als das Xanthophyll zerstört, letzteres entfärbt sich sogar niemals vollständig.

Die Entfärbung völlig entwickelter Chlorophyllkörner (in Präparaten) bei Insolation geht nach Wiesner, entgegen Gerland's Angaben[2]), sehr langsam vor sich; bei halb ergrünten genügen allerdings wenige Stunden dazu, es ist hier gleichsam erst eine sehr verdünnte Chlorophyll-Lösung vorhanden, die sich allerdings (siehe oben) enorm rasch zersetzt.

Das Verbleichen grüner Pflanzen im Dunklen (etioliren) beruht, wie ebenfalls Wiesner[3]) zeigte, auf einer Zerstörung des Chlorophylls durch organische Säuren, welche sich in derartigen Pflanzen im Finstern reichlich bilden[4]). Unterbleibt diese Bildung, so bleiben die Pflanzen im Dunklen grün (*Selaginellen* etc.).

Ausser durch Licht und Säuren wird das Chlorophyll durch Gerbstoffe[5]), organisch saure Salze und gewisse ätherische Oele zerstört, alles Stoffe, die häufig als Begleiter desselben in der lebenden Pflanze vorkommen.

---

[1]) *l. c. pag.* 42.

[2]) Poggendorff's „Annalen". 1871. XXIII. *pag.* 592.

[3]) *l. c. pag.* 49.

[4]) Oft so reichlich, dass das Mesophyll dadurch in seine einzelnen Zellen zerfällt. Dass organische Säuren das Chlorophyll rasch zerstören, hat Kraus (*l. c. pag.* 68 ff.) bereits gezeigt.

[5]) Roh-Chlorophyll-Extracte verfärben sich, nach Mittheilungen von Wiesner, durch Gerbstoffe in etwas und es bildet sich — besonders bei reichem Luftzutritte — ein schmutzig bräunlicher Niederschlag, so dass, allerdings indirect, der Gerbstoff Ursache der Bräunung absterbender Weiden- und Pappelblätter sein kann, wie Kraus angibt.

Da das Chlorophyll, wie wir später sehen werden, bei der Kohlensäure-Zersetzung eine so wichtige Rolle spielt, zugleich aber so leicht zerstörbar ist, bedarf es eines ausgiebigen Schutzes gegen solche Zersetzung. Wiesner hat zuerst diese hochinteressanten Verhältnisse untersucht[1]) und dabei Folgendes gefunden:

Gegen die Zerstörung durch Säuren (fast alle Zellsäfte reagiren sauer), Gerbstoffe und Terpentin wird das Chlorophyll durch die Impermeabilität des Protoplasma's für diese Stoffe geschützt und erst zerstört, wenn das Protoplasma getödtet und für sie dadurch permeabel wurde[2]). Gegen den Einfluss zu grellen Lichtes, der besonders rasch das grüne Pigment jugendlicher, im Ergrünen begriffener Pflanzenorgane (Blätter) zerstört, sind Haarüberzüge, die sie häufig später wieder abwerfen, die cuticularisirte Oberhaut, für das Chlorophyll des Rindengewebes das Periderma (§. 44 *a*) oder die Borke (§. 44 *b*) als Lichtabdämpfer wirksam. Auch die Faltung oder Einrollung in der Knospenlage, sowie der Umstand, dass junge Blättchen fast ausnahmslos dem Lichte wenigst möglich Fläche zukehren, schützen das Chlorophyll ergiebig gegen Zersetzung durch das Licht. Viele junge Blätter entwickeln sich überdiess im Schlagschatten ihrer eigenen, rasch wachsenden Nebenblätter (Hopfen), deren Chlorophyll dabei zerstört wird[3]), noch mehr werden andere durch fremde Nebenblätter (*Fragaria vesca*, *Pisum sativum*) oder Scheiden (*Gramineen*) oder verfilzte Stengelhaare (*Plantago*-Arten) geschützt. Auch scheinen die periodischen Bewegungen, welche viele Pflanzenblätter, durch Lichtwechsel bedingt, einnehmen, der Zerstörung des Chlorophylls entgegenzuarbeiten. So sind bei *Robinia* die Fiederblättchen zur Zeit der Mittagssonne nach oben mit ihren Oberseiten aneinandergelegt, es trifft sie also das Licht zur Zeit seiner grössten Wirkung unter sehr kleinem Winkel. Hindert man sie, diese Stellung einzunehmen, so wird ihr Chlorophyll zerstört — sie verblassen. In tiefem Schatten lebende Pflanzen haben in der Regel gar keine Schutzmittel gegen Lichtwirkung, sie verkommen aber an sonnigen Standorten (viele Moose), andere schützen sich durch den dicht gedrängten Stand ihrer Blätter (*Funaria hygrometrica*, *Bryum argenteum*), deren oberste unter dem Einflusse des Lichtes verblassen. Desshalb zeigen

---

[1]) Die Resultate werden von ihm in der erwähnten Festschrift veröffentlicht.

[2]) In lebenden Zellen, deren Saft sauer reagirt oder viel Gerbstoff enthält, bleiben die stets im Protoplasma eingebetteten Chlorophyllkörner intact, kocht man solche Theile und tödtet dadurch das Protoplasma, so wirkt der Zellsaft sofort auf ihr Chlorophyll — es tritt Bräunung ein.

[3]) Sie werden gelblich bis röthlich.

auch viele Pflanzen, deren Schutzmittel gegen Licht nicht ausreichen, selbst bei normaler Beleuchtung eine, ihren Habitus mit bestimmende Verfärbung — eine habituelle Verblassung ihrer grünen Organe, wie man das an jungen *Coniferen*-Nadeln, an den Sommertrieben von Weiden, Pappeln, Eichen, an den oberen Laubblättern von *Pirsium ochraceum* etc. beobachten kann.

Normal wird im Herbste, beim Blätterfalle, das Chlorophyll in diesen zerstört und entfärbt, wobei häufig Farben-Aenderungen des ganzen Blattes oder einzelner Partien desselben eintreten. Nach Sachs[1]) können da vier Fälle stattfinden, nämlich: 1. Es wird sowohl die Form als die Farbe des Chlorophylls zerstört, die Körner verschwinden sammt den in ihnen enthaltenen Stärke-Einschlüssen (*Aesculus*); 2. die Form der Chlorophyllkörner wird zuerst zerstört, aber das Grün bleibt noch an den formlos gewordenen erhalten (*Vitis*); 3. die Stärke-Einschlüsse verschwinden zuerst, Form und Farbe bleiben aber noch erhalten (*Sambucus*, *Populus*, *Robinia*); 4. die Form der Chlorophyllkörner wird zuerst zerstört, dann verschwindet die Farbe, zuletzt endlich die entfärbte Chlorophyllsubstanz sammt den Stärke-Einschlüssen (*Morus alba*). In den Blättern bleiben dann gelbe, glänzende Körnchen (Natur derselben noch unbekannt), Oeltropfen und spiessige Krystalle von oxalsaurem Kalke zurück, auch tritt häufig noch ein gelöster rother Farbstoff in den Zellen auf, sie erscheinen gelb und roth gefärbt. Die in ihnen enthaltene Stärke wird mittlerweile grösstentheils in die bleibenden Organe der Pflanze (Stengel etc.) übergeführt.

Aeusserlich ähnlich, aber wie Mohl[2]) klar darlegte, scharf von den Erscheinungen beim Blattfalle zu unterscheiden, sind die im Frühjahre sich wieder verlierenden Farbenänderungen immergrüner Blätter im Winter, hervorgerufen durch eine dauernd niedere Temperatur. Wir besitzen darüber zwei äusserst gediegene Arbeiten von Mohl[3]) und Kraus[4]). Nach Mohl werden bei diesen Farbenänderungen die Chlorophyllkörner nicht zerstört, sie färben sich nur gelblich bis bräunlich, und es bildet sich ein purpurrothes Pigment neben ihnen in den Zellen. Nach ihm ist die Abwechslung von wärmeren Tagen und kalten Nächten für die Energie der Farbenänderung von grosser Bedeutung. Das zeigen die Röthung vieler in der Ebene grün bleibender *Jungermannia-*, *Sphagnum-*, *Bryum-*,

[1]) „Flora." 1863, *pag.* 200 ff.

[2]) „*Dissertation.*" Tübingen 1837.

[3]) „Vermischte Schriften." *pag.* 375 ff.

[4]) „Sitzungsber. der physisch-medicin. Societät zu Erlangen." 1871 und 1872.

Saxifraga- und *Ajuga*-Arten in den Alpen, das so lebhafte Roth der ganzen Vegetation im hohen Gebirge, wie man es im ebenen Lande nie, und in hügeligen Gegenden kaum auf ausgedehnten Torfmooren sieht u. s. w. Wo Röthung stattfindet, ist das rothe Pigment nur in den äusseren Zellschichten vorhanden, oft in den Epidermis allein (*Lamium purpureum, Glechoma hederacea, Poterium sanguisorba*) oder in dieser und den äusseren Mesophyllschichten, in letzteren mit Chlorophyllkörnern zugleich (*Sempervivum tectorum, Sedum album, Fragaria vesca, Geum rivale*), nur selten lediglich im äusseren Mesophyll (*Chelidonium majus, Hedera helix, Bromus mollis*). Die inneren Schichten bleiben auch im Winter grün. Die herbstliche Gelb- und Rothfärbung scheint oft (nicht immer) im Zusammenhange mit der Farbe der reifen Früchte zu stehen. So ist es seit Langem bekannt, dass Weinstöcke (ebenso *Rhus*-Arten etc.) mit blauen Trauben im Herbste purpurrothe Blätter, solche mit gelben oder grünen Trauben stets nur gelbe Blätter bekommen, und zwar bei nebeneinanderstehenden, also unter ganz gleichen Verhältnissen befindlichen Individuen.

Kraus fand indess, dass bei der winterlichen Färbung immergrüner Blätter bei allen Nadelhölzern etc. auch eine Zerstörung des Chlorophylls eintrete, und dasselbe in den Blattzellen im Frühjahre sich wieder neu bilden müsse. Auch er sieht die Winterkälte [1]) als Ursache der Verfärbung, und die erhöhte Frühjahrs-Temperatur als Ursache der Wiederherstellung der grünen Farbe an. Das Licht habe dabei keinerlei Einfluss. Das Spectral-Verhalten führte Kraus später (1872) zu dem Schlusse, dass der goldgelbe Bestandtheil des Chlorophylls (Xanthophyll) dabei ungeändert bleibe und nur der blaugrüne (Kyanophyll) eine Aenderung erfahre. Dabei erfolge in den sich färbenden Blättern stets eine Umlagerung der Chlorophyllkörner, indem sie, zu Klumpen geballt, in's Zelllumen kriechen. Nach ihm wird die Winterfärbung immergrüner Blätter durch drei Vorgänge bedingt:

1. Braune Färbung durch eine eigenthümliche Modification des blaugrünen Chlorophyll-Bestandtheiles (*Coniferen, Buxus*).

2. Rothfärbung durch das Auftreten eines in Gerbstoffballen eingelagerten, in Wasser löslichen rothen Farbstoffes (Anthocyan [?]). (Zahlreiche Pflanzen.)

---

[1]) Das zeigt nach ihm jeder Reif, wo die bereiften Blätter sich ebenso missfärben. — Askenasy („Botan. Zeitung" 1875, *pag.* 457 ff.) widerspricht dem und vindicirt dem Lichte einen beträchtlichen Einfluss dabei.

3. Nuancen-Aenderungen des Chlorophyllgrün durch Umlagerung und Ballung der Chlorophyllkörner (bei allen Pflanzen).

Nach Mohl zeigt sich die Verfärbung ganz allgemein nur dort, wo die Zersetzung der Kohlensäure (Assimilation) entweder noch nicht begonnen hat oder nicht kräftig ist (Blattknospen, Keimpflänzchen), oder temporär unterdrückt (immergrüne Blätter im Winter) oder gar erloschen ist (absterbende Blätter im Herbste, reifende Früchte) oder der Pflanze oder dem Organe überhaupt nicht zukommt (Parasiten, Kronenblätter [?]); sie verschwindet, wenn die Assimilation wieder beginnt (immergrüne Blätter im Frühjahre) oder erst erwacht (junge Blätter nach der Knospenentfaltung).

Ueber die physiologische Bedeutung des Chlorophylls wird im dritten Buche die Rede sein.

§. 12. Andere Farbstoffe.

Ausser dem Chlorophyll kommen im Pflanzenreiche, besonders in den Blüthen und Früchten, seltener in anderen Organen, noch eine grosse Anzahl anderer Farbstoffe vor, welche (wie dieses) zum Theil an Protoplasma gebunden erscheinen, also gefärbtes Plasma darstellen, und nicht selten aus dem Blattgrün direct hervorgehen (gelb, orange, braun), oder aber, gelöst im Zellinhalte, als gefärbter Zellsaft auftreten (violett, blau, roth), auch wohl lediglich der Zellhaut eingelagert erscheinen (Algen, Samenschalen), oder endlich als Secrete von Pflanzenzellen, an deren Aussenfläche abgelagert werden (Flechten).

Ueber die chemische Zusammensetzung der meisten dieser Farbstoffe wissen wir so gut wie nichts und auch ihr physikalisches Verhalten, ihre Entwicklung etc. sind erst in den letzten Decennien eingehender studirt worden.

Es wäre unter diesen Umständen [1]) vielleicht am correctesten, die Pflanzenfarbstoffe in zwei Gruppen zu bringen, nämlich in solche, welche direct durch eine Farbenänderung des grünen Chlorophyll-Pigmentes entstehen und wie dieses eine Protoplasma-Unterlage haben (orange und gelb in der Regel, selten blau), und in solche, bei denen diess nicht der Fall oder wenigstens nicht erwiesen ist (roth, violett, blau). Doch auch diese Eintheilung hat vorläufig ihr Missliches; ich lasse daher die einzelnen Farben apart, jede für sich auf einander folgen.

[1]) Die Eintheilung in gelöste und ungelöste Farbstoffe ist incorrect; ich kenne keine Pflanzenfarbe (selbst Grün und Gelb nicht ausgenommen, höchstens Orange), die ich nicht öfters gelöst beobachtet oder bei normal gelöst erscheinenden (Blau, Violett, Roth) nicht hin und wieder geformt gefunden hätte.

Orange [1]).

Die orangerothe Farbe, welche so viele Beerenfrüchte beim Reifen zeigen (*Arum maculatum*, *Lycium barbarum*, *Capsicum*- und *Solanum*-Arten etc.) oder die wir bei zahlreichen Corollen wahrnehmen (*Tropaeolum majus*, *Cucurbita Pepo*, *Canna*-, *Hieracium*-, *Lilium*-Arten etc.) habe ich niemals gelöst (als gefärbten Zellsaft) gefunden, sondern stets nur als geformte Inhaltskörper der Zellen. Die Färbung wird hervorgebracht entweder durch äusserst feine, punktförmige, in der Regel die heftigste Molecularbewegung zeigende, orange gefärbte Körnchen in farblosem Zellsafte (*Calendula officinalis*, *Glaucium fulvum*, Taf. I, Fig. 6) [2]), oder aber durch grössere unendliche Körner, welche ebenfalls im farblosen Zellsafte liegen (*Cucurbita Pepo*, *Tydaea*-, *Solanum*- und *Capsicum*-Arten etc.). Beide Fälle sind aber relativ selten; in der Regel ist die Orangefarbe eine Mischfarbe, hervorgebracht durch einen die Zellen erfüllenden gelösten rothen oder violetten Farbstoff, und darin suspendirte chromgelbe (*Tydaea*-Arten) bis goldgelb und orange tingirte Farbstoffgebilde (*Arum maculatum*-, Taf. I, Fig. 4, *Tropaeolum majus*-, Taf. I, Fig. 5, *Canna*-, *Geum*-, *Hieracium*-Arten etc.). Die Gestalt derselben ist nur selten eine sphärische, sondern in der Regel walten zwei- bis dreispitzige birn- und spindelförmige, oft auch ganz abenteuerliche Formen vor, häufig indess doch die Neigung zeigend, gleichmässige Formen in derselben Zelle zu vereinen (Tafel I, Fig. 4 und 5). Nicht selten hängen mehrere solche Gebilde durch Schleimfortsätze aneinander (Fig. 4, 5 und 9*f*) und gruppiren sich oft spiralig um den Cytoblasten. Meist ist die Vertheilung und die Gestalt der Farbstoffgebilde, sowie das Erscheinen oder Fehlen eines gelösten (rothen) Pigmentes in den Zellen, in verschieden tiefen Gewebsschichten oder an verschieden intensiv gefärbten Stellen eine äusserst verschiedene, häufig aber völlig geregelte. Die Grösse der Farbstoffgebilde ist sehr verschieden und schwankt vom Unmessbaren bis zu einem Durchmesser von 0·05 μ bis 2, 8 μ und 13 μ für runde, und einer Länge von 8 bis 80 μ für gestreckte Formen, ändert sich mit den Veränderungen, welche häufig die Gestalt dieser Farbstoffkörper in ihren verschiedenen Entwicklungsphasen durchläuft (Taf. I, Fig. 7 und 8)

---

[1]) Treçul „*Ann. de sc. nat.*“ 1858. *Sér.* IV, *Tom.* X). — Hildebrand („Pringsheim's Jahrb. für wiss. Bot.“ III. *pag.* 59 ff.) — Weiss A. („Sitzungsber. der Wiener Akademie. 1864, Bd. XLIX und 1866, Bd. LIV.). — Die späteren Arbeiten enthalten weder in Figuren noch Text Neues. Ich folge hier fast durchwegs eigenen Untersuchungen.

[2]) Ich bitte hier und im Folgenden die Tafel-Erklärung zu vergleichen.

und ist in ein und derselben Zelle meist eine sehr verschiedene. Bei genügend starken Vergrösserungen ist an allen eine körnige Structur wahrzunehmen (Fig. 5 *b* und 9), hervorgebracht theils durch eingelagerte Körnchen oder Tröpfchen verschiedener Natur (Taf. I, Fig. 8 *f*), theils auch durch ungleich vertheilte Pigment-Intensitäten. Häufig kommen sie im Inhalte von eigenen Bläschen vor — Farbstoffbläschen [1]) (Taf. I, Fig. 9 *m* bis *o*) — und entwickeln sich auch in diesen.

Jodlösung färbt die Farbstoffkörper sämmtlich mehr oder weniger grün, Schwefelsäure (oft auch Salpetersäure, überhaupt Mineralsäuren) meist violett oder tiefblau, Alkalien dagegen führen gar keine oder nur geringe Farbenänderungen herbei.

Die Entwicklung des Farbstoffes geschieht in der Regel dadurch, dass die in jugendlichen Zuständen der später anders gefärbten Organe vorhandenen Chlorophyllkörner (Taf. I, Fig. 3) nach und nach verblassen, und ihr früher reingrünes Pigment successive durch Grüngelb — Gelbgrün — Gelb in Orange übergeht (Taf. I, Fig. 10 *a* und *b*) [2]). Diese Farbenänderung erfolgt nicht gleichzeitig in allen Zellen, und man kann da grüne neben bereits gelb oder orange gefärbten Körnern erblicken (Fig. 10 *a*), während das freie Auge an verschieden grün bis rothgelb gefärbten Stellen oder Flecken diese Verhältnisse wahrnimmt [3]). Sachs hat diesen Vorgang, nämlich die Bildung des Farbstoffes durch blosse Aenderung der Pigmentfarbe der Chlorophyllkörner, als Degradation des Chlorophylls bezeichnet [4]).

Nicht selten beobachtet man indess, dass um die in den jugendlichen Zellen liegenden Stärkekörner (Taf. I, Fig. 7 *a*) sich nach und nach Plasmasphären lagern, welche sich immer intensiver gelb bis gelbroth färben, während zugleich die Stärke nach und nach verschwindet (Taf. I, Fig. 10 *a* bis *g*), so dass die Vermuthung naheliegt, es habe das *Amylum* — wenn auch indirct — das Materiale zur Bildung des Pigmentes geliefert [5]).

---

[1]) Weiss A. *l. c.* Taf. I—VII.

[2]) Auch bei *Tropaeolum majus* ergrünt — entgegen Hofmeister („Die Lehre von der Pflanzenzelle", *pag.* 375) — wenn auch nur schwach, das Protoplasma, bevor es sich gelb oder orange färbt. So lange die Blumenblätter noch gelbgrün sind (in der Knospe), sind alle Zellen, die später den Farbstoff enthalten, strotzend mit Amylum gefüllt, das Jodlösung sofort bläut oder bei schon etwas vorhandenem gelben Pigmente blaugrün färbt.

[3]) Besonders ausgeprägt an reifenden Früchten von *Solanum*- und *Capsicum*-Arten.

[4]) „Handb. d. Experimental-Physiologie d. Pflanzen." Leipzig 1868. *pag.* 329.

[5]) Wie beim Chlorophylle (besonders deutlich in den ergrünenden Beeren von *Arum maculatum*, den Corollenhaaren von *Cucurbita Pepo* etc. zu constatiren),

Aus den runden Formen (Taf. I, Fig. 9 *g*) entstehen durch Vertheilung des Pigmentes an der Peripherie (Taf. I, Fig. 9 *a* bis *d*) und nachheriges Zerreissen des Gebildes an der farblos gewordenen Seite, zweispitzige etc. Gestalten (Taf. I, Fig. 9 *e*) [1]), keineswegs aber durch ein gesteigertes Längen- und Spitzenwachsthum der ursprünglichen Körner [2]). Oft wachsen auch die Einschlüsse, welche die Farbstoffgebilde enthalten, zu ganz abnormen Grössen aus denselben heraus (Taf. I, Fig. 8 *a* bis *e*), in der Regel kurz vor der Desorganisation derselben durch Zerfallen (Taf. I, Fig. 8 *f*), wie diess beim Absterben der Zellen geschieht.

Gelb.

Die gelbe Farbe so vieler Blüthen (*Ranunculaceen, Papilionaceen, Cruciferen, Labiaten, Compositen* etc.) und Früchte (*Solanum Berteri*) — auch Blumengelb oder Anthoxanthin genannt — kommt nur selten gelöst, als gelber Saft, in den Zellen vor. Ich fand diess bei den Blüthenhaaren von *Antirrhinum majus* (Taf. II, Fig. 1), *Delphinium formosum, Polemonium caeruleum, Linaria bipartita* etc., in den Zellen der Blumenblätter von *Althaea Sieberi* und *Tagetes*-Arten, in den Kelchhaaren von *Edwardsia,* den Narbenhaaren von *Cobaea*-Arten, den Fruchtknotenhaaren von *Digitalis lutea* etc. Der technisch so wichtige Farbstoff des Grapp [3]) (*Rubia tinctorum*) erscheint in frischen Wurzeln als gelöster gelber Saft [4]), desgleichen scheint der gelbe Farbstoff der Berberiswurzeln (Sauerdorn) zuerst gelöst aufzutreten und erst später die Wandungen zu tingiren.

In der Regel ist auch der gelbe Farbstoff geformt in den Zellen, und zwar entweder in Gestalt äusserst kleiner, höchstens

---

ist auch bei Farbstoffgebilden, welche Stärke enthalten, diese sehr häufig das primäre, indem sich das Protoplasma färbend um bereits gebildete Amylumkörner niederschlägt. Manchmal mögen sie indess wohl auch in den Farbstoffgebilden erst erzeugt werden, wie z. B. unter Anderen Wiesner („Pringsheim's Jahrb." 1872, VII, *pag.* 584) von *Neottia* und *Orobanchen* behauptet; ich selbst konnte mich noch nicht davon überzeugen und auch Wiesner gibt keine Beweise.

[1]) Treçul *l. c.*; Weiss *l. c.* Taf. III, Fig. 22. — 1866. Taf. I, Fig. 8.

[2]) Hofmeister, W. „Die Lehre von der Pflanzenzelle." *pag.* 377. Von Kraus in „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan." 1871, VIII. *pag.* 144, bereits als unzulässig nachgewiesen.

[3]) Naegeli, C. und Schwendener, S. „Das Mikroskop." 1867. *pag.* 503 ff.

[4]) Durch Kali wird er purpurroth, durch Säuren aber seine ursprüngliche Farbe nahezu wieder hergestellt. An der Luft färbt er sich roth und wird flockig. Alkohol zieht den gelben Farbstoff aus, nicht aber den veränderten rothen, und der alkoholische gelbe Extract ändert sich — auch mit Wasser verdünnt — an der Luft nicht weiter.

1 bis 3 μ grosser, punktförmiger Körnchen (*Adonis vernalis*, Taf. II, Fig. 2) oder grösserer, runder, spindelförmiger, zweispitziger etc. Gebilde (*Tidaea*-Arten, Taf. II, Fig. 3), welche theils in farblosem, theils in gefärbtem Zellsafte liegen (Taf. II, Fig. 4) [1]). Ihre Grösse variirt zwischen 5 bis 19 μ Länge und 0·8 bis 3 μ Breite. Auch da bilden sich die halbmond- und spindelförmigen, sowie die zweispitzigen Formen durch Zerreissen anfangs runder Farbstoffgebilde. Häufig enthalten sie Amylum als Unterlage und zeigen wie die identischen orangerothen Gebilde einen körnigen Bau.

Durch Jodlösung werden sie grün gefärbt (Ausnahme: *Adonis vernalis*), Alkalien und verdünnte Säuren verändern sie nicht oder nur wenig, concentrirte Schwefelsäure färbt sie blau.

In den meisten Fällen lässt sich auch hier ihre Entstehung durch Degradation des Chlorophylls nachweisen, worauf schon der Umstand hinweist, dass die später gefärbten Theile (Blumenblätter) in ganz jungen Knospen grün erscheinen und dass sie beim Trocknen (im Herbare z. B.) ebenfalls ihr Gelb wieder mit Grün vertauschen (Blüthen von *Lotus corniculatus, Primula veris, Hieracium staticifolium, Atriplex hortensis* etc.).

Der gelbe Farbstoff bei vielen Flechten, z. B. *Parmelia parietina, Sticta aurata* etc., ist nicht im Innern der Zellen, sondern in Körnerform an ihren Aussenwänden vorhanden [2]). Weiteres wissen wir über denselben nichts.

Blau.

Der blaue Farbstoff von Blumenblättern (*Viola, Veronica, Myosotis, Linum*) und Früchten (*Actaea spicata* etc.) tritt fast immer gelöst auf. Die Fälle, wo man ihn bisher geformt kannte, sind sehr selten. Am längsten ist er bei *Strelitzia reginae* bekannt. Treçul gibt ihn bei *Atropa Belladonna* und *Solanum guineense*, Hildebrand bei *Tillandsia amoena*, Unger bei *Begonia discolor* an. Unger [3]) endlich machte auch genauer auf die blauen Farbstoffkugeln in den Zellen reifer *Passiflora*-Beeren aufmerksam [4]).

---

[1]) Hildebrand (*l. c. pag.* 65) gibt bei *Eranthis hiemalis* gelbe Bläschen von $^1/_{250}$ mm Durchmesser an, desgleichen bei *Linum trigynum*. Bei *Hibbertia dentata* und *Dillenia scandens* ist nach ihm auch die Membran der Bläschen gefärbt, bei *Sternbergia lutea* gar nur die letztere. Von *Solanum Berteri* hat Treçul gelbe Farbstoffbläschen abgebildet. (Taf. IV, Fig. 50 etc.) Ich kenne diese Formen nicht, doch scheinen mir einige der Angaben fraglich; jedenfalls verdienten sie eine eingehende Untersuchung.

[2]) Naegeli und Schwendener. „Das Mikroskop." *pag.* 508.

[3]) „Anatomie und Physiologie der Pflanzen." 1855, *pag.* 110.

[4]) Böhm, J. „Sitzungsber. d. Wiener Akad." XXIII. *pag.* 19 ff.

Blaue Farbstoffkugeln fand ich bei *Baptisia*-Arten (Taf. II, Fig. 5) in gelöstem blauen Zellsafte, ferner krümmliche blaue Materie auch als Inhalt kleiner Bläschen in den Beeren von *Passiflora*-Arten (Taf. II, Fig. 10)[1]), oder als strahlige Concremente in der reifen Beere von *Solanum nigrum* (Taf. II, Fig. 11), endlich eine ganz eigenthümliche Form des Farbstoffes in Gestalt häutiger, federartiger und spiessiger Gebilde bei zahlreichen *Delphinium*-Arten aus der Gruppe *Staphisagria* (Taf. II, Fig. 6 bis Fig. 9)[2]). Es erscheint da der Farbstoff zuerst als winziges Federchen in den Zellen (Taf. II, Fig. 6 und Fig. 7 *a*), das sich bald durch Ansetzen blauer, nadelartiger Gebilde vergrössert (Taf. II, Fig. 7 *b* bis *d*) und zur Zeit der vollen Blüthenentwicklung der Pflanze, als mannigfach gestalteter, strahliger, bis 70 μ grosser Ballen oder Scheibe, meist die Mitte der Zelle einnimmt (Taf. II, Fig. 7 und Fig. 8 *f* und *g*). Feinkörnige Structur ist stets wahrzunehmen, und da beim Vergrössern des Farbgebildes das Protoplasma der Zelle immer mehr schwindet, dürfen wir diese hautartigen, blauen Farbstoffkörper wohl als tingirtes Protoplasma bezeichnen. Fängt die Pflanze an, abzublühen, so erscheinen schon mit freiem Auge sichtbare rothe Flecke in dem Ultramarinblau der Blüthe. Untersucht man die betreffenden Zellen, so findet man, dass der früher beschriebene blaue, federartige Farbstoff in Gestalt vielfach verstrickter violetter Fäden im Innern derselben liegt (Fig. 9 *a* bis *b*). Meist geschieht diese Umwandlung derart, dass bei den erwähnten hautartigen Formen (Taf. II, Fig. 8 *g*), in welche endlich alle Federchen übergehen, die Adern immer stärker hervortreten, während die dazwischen liegenden Theile verblassen, der blaue Farbstoff sich immer mehr röthet (Taf. II, Fig. 9 *a*), die Körnung mit dem Verblassen der hautartigen Theile nach und nach verschwindet, und endlich tief gefärbte Fäden zurückbleiben (Taf. II, Fig. 9 *b*), deren Hauptandeutungen die bereits im blauen Gebilde erscheinenden Adern sind. Der Zellsaft, welcher früher einen gelösten blauen Farbstoff enthielt, ist mittlerweile farblos geworden. Die Breite dieser Fäden beträgt bis 0·9 μ; Jodlösung macht sie nach und nach farblos, Kalilauge färbt die blauen Gebilde schön grün, den Zellsaft gelb, die Federchen zerfliessen indess unter der Einwirkung des Reagens rasch im Inhalte der Zelle.

Die blauen Farbstoffkugeln in den Zellen so vieler *Passiflora*-Beeren bilden sich nach Böhm[3]) nur bei Zutritt von Sauerstoff, und

[1]) Von Böhm bereits gesehen.

[2]) Weiss, A. In „Sitzungsber. d. Wiener Akad." LIV. Taf. IV, Fig. 49 und 54.

[3]) „Sitzungsber. d. Wiener Akad." 1857. XXIII. *pag.* 19 ff.

Lichtentziehung beschleunigt ihre Bildung. Durch Säuren werden sie mit rother, durch Alkalien mit grüner Farbe gelöst; Alkohol und Aether alteriren sie, selbst beim Kochen, so gut wie gar nicht. Durch Druck zerfallen sie in eine krümmliche Materie. Ihre Entwicklung kennt man noch nicht.

Die blauen Farbstoffkugeln im Parenchyme der Hülsen von *Baptisia*-Arten werden durch Säuren rosa, durch Alkalien grün oder grüngelb, durch Jodlösung rothviolett gefärbt. Auch ihre Entwicklung kenne ich nicht.

Viele Flechten und Algen führen einen blaugrünen oder blauen Farbstoff, den man Phycochrom genannt hat und der durch Alkalien gelbgrün-goldgelb-bräunlichgelb, durch Salzsäure gelborange bis ziegelroth wird [1]). Weiteres ist über ihn nichts bekannt.

Der Indigo ist ein farbloser Stoff, der sich an der Luft bläut und körnt [2]) und im Zellsafte vieler ostindischer *Indigofera*-Arten enthalten ist. Ausser diesen führen ihn aber auch *Isatis tinctoria* [3]), *Polygonum tinctorium, Nerium tinctorium, Spilanthus tinctorius* etc. in grossen Mengen [4]).

Violett.

Den Uebergang von Blau zu Roth macht die violette Farbe, welche in den Pflanzenzellen wie das blaue Pigment fast stets gelöst auftritt (Taf. II, Fig. 13). Während indess letzteres, wo es vorkommt, dem freien Auge auch stets als „Blau" erscheint, ist Violett jener Farbstoff, der am meisten von allen das unbewaffnete Auge trügt, wiewohl auch Grün hie und da [5]) keineswegs durch Chlorophyll hervorgebracht wird. Zunächst ist fast Alles, was dem freien Auge an Blumen u. dgl. schwarz erscheint, hervorgerufen durch intensiven, gelösten, violetten Farbstoff (Beerenfrüchte, Blüthenflecke von *Arum Dracunculus* etc.). Ebenso wird, wie wir bereits gesehen haben (S. 126), der orangenfarbige Farbenton in der Mehrzahl der Fälle durch einen gelösten violetten Farbstoff hervorgerufen,

[1]) Naegeli und Schwendener. „Das Mikroskop." 1867. *pag.* 497.

[2]) Durch Einwirkung des Sauerstoffes.

[3]) Nach Berzelius enthält die Pflanze in Schweden kein Indigo.

[4]) Den Indigo kennt man bereits über 2000 Jahre; die Römer nannten ihn *Indicum*, auch wohl *Color indicus*, die Araber *Anil*.

[5]) Der Blattsaum von *Gentiana acaulis* erscheint dem freien Auge schön grün. Die anatomische Untersuchung zeigt Zelllagen mit gelöstem blauen Farbstoffe, unter welchem sich Zellschichten mit gelben Farbstoffkörnern befinden. Das Grün ist also hier Mischfarbe.

kurz es spielt die violette Farbe im Reiche der Blumen und Früchte eine ganz ausgezeichnete Rolle.

Er ist es hauptsächlich, der die Mehrzahl der Bläschengebilde in Pflanzenzellen begleitet (Taf. II, Fig. 17 *a*, *d*, *e*).

Hin und wieder finden sich Fälle, wo er ungelöst auftritt. Man hat sich indess da sehr vor Täuschungen zu hüten. Es gerinnt nämlich der gelöste rothe Farbstoff vieler Pflanzen an der Luft zu blauen oder violetten Körnern, die man leicht als in den Zellen von Anfang an vorhanden betrachten könnte, während sie doch nur Product der Präparation und der dadurch bewirkten Berührung mit dem Sauerstoffe der Atmosphäre sind [1]).

Als krümmliche Masse kommt der violette Farbstoff bei vielen *Passiflora*-Beeren vor (Taf. II, Fig. 12); als Farbstoffkugeln bei *Convallaria majalis* (im Stengelparenchym), *Solanum nigrum* (reife Beere, Taf. II, Fig. 11) und *Passiflora*-Beeren; nach Hildebrand als dunkles gefärbtes Körnchen bei *Amorpha fruticosa*, *Gilia tricolor* und einer gestreiften *Papaver*-Blüthe. Mit gelben Farbstoffkörnern, die gelbe Farbe aber dem freien Auge durchaus verdeckend, habe ich ihn auch gefunden (Taf. II, Fig. 16).

Jodlösung und Säuren färben die Farbstoffkugeln roth, Alkalien bläuen sie sofort.

Viele Flechten, besonders *Rocella*-Arten enthalten einen violetten Farbstoff (*Chromogen*), der als Orseille in den Handel kommt und bereits von den alten Griechen zum Färben benützt wurde. Auch der als Lackmus bekannte Farbstoff stammt von Flechten, und zwar von *Lecanora*-Arten [2]) her.

Roth.

A. Hochroth, Mennigroth, Feuerroth.

Mennigroth erscheint im Pflanzenreiche (wie Orange), soweit meine Beobachtungen reichen, fast stets als Mischfarbe, hervorgebracht durch einen gelösten rothen, violettrothen oder violetten Zellsaft und mehr oder weniger gelbe Körner oder spindelförmig etc. geformte Farbstoffgebilde, wie sie beim Orange-Farbstoffe vorkommen. Das Auftreten dieser gelben Farbstoffkörper mit einem gelösten roth-violetten Zellsafte gibt ein so charakteristisches Roth,

---

[1]) Farbstoffgebilde reifer Früchte etc. beobachte man stets in ausgeflossenem Zellsafte derselben Organe, nie in Wasser, um sich vor Täuschungen zu sichern.

[2]) In den Handel kommt er meist mit Kreide und Gyps gemengt. — Die grösste Menge Lackmus stammt von *Lecanora tartarea*.

dass man bei einiger Uebung stets auf den ersten Blick mit unbewaffnetem Auge zu erkennen im Stande ist, ob sie vorhanden sind oder nicht.

Hochroth und Feuerroth kommen meist gelöst vor, manchmal wohl auch als Mischfarbe von gelben, geformten Farbstoffgebilden und einem gelösten rothen oder violetten Zellsafte hervorgebracht. Hildebrand gibt bei *Adonis autumnalis* dunkelrothe Körnchen von 4 μ. Durchmesser an, desgleichen bei *Verbena chamaedrifolia*.

B. Carmin- oder Rosenroth.

Diese eigenthümliche, mit keiner anderen leicht zu verwechselnde Farbe tritt schon in mehrfacher Form auf. In der weitaus überwiegenden Anzahl von Fällen kommt rosenroth freilich eben nur gelöst vor (*Rosa, Hyacinthus, Aster, Dahlia*) (Taf. I, Fig. 5, 6 und 7, Taf. II, Fig. 4 und 15), doch habe ich es nicht selten in Form von kugeligen (*Passiflora limbata*) (Taf. II, Fig. 14), Köpfchenhaaren von *Geranium*- und *Geum*-Arten (Taf. II, Fig. 15), oder flockenartigen Gebilden (*Columnea Schiedeana*) oder aber in Gestalt von rundlichen, spindel- oder birnförmigen Formen (*Lycopersicum esculentum*) (Taf. II, Fig. 16) gefunden, desgleichen als Inhalt von Farbstoffbläschen. Immerhin gehört es, nicht gelöst, zu den Seltenheiten und war wohl nur desshalb bisher übersehen worden.

Der rothe Farbstoff der *Florideen* (Phycoërythrin genannt) kommt, wie das Chlorophyll, welches er meist ganz verdeckt, in Körnern vor, wird durch Alkalien blass olivengrün, nahezu farblos, durch Säuren aber wieder roth. Schwefelsäure für sich ändert seine Farbe nicht.

Die gelösten rothen und blauen Farbstoffe — das Anthokyan — verhalten sich sämmtlich gegen chemische Reagentien gleich. Verdünnte Säuren färben sie in der Richtung von Blau nach Roth (rothe Zellsäfte bleiben also ungeändert), Alkalien bläuen sie nach Wiesner[1]) stets, entgegen den Angaben von Wigand[2]) und Naegeli[3]), und bewirken nur bei Gegenwart von einem, durch Alkalien sich gelb färbenden, eisengrünenden Gerbstoffe eine grüne Färbung. Eisenbläuender Gerbstoff ist dabei niemals vorhanden.

---

[1]) Pringsheim's „Jahrb. f. wiss. Botan." VIII. *pag.* 589.

[2]) „Botanische Zeitung", 1862, *pag.* 124.

[3]) „Mikroskop." *pag.* 501.

Braun.

Bei den *Diatomeen*[1]) erscheint es in Form von Bändern und Platten als sogenanntes Endochrom derselben. Der braune Farbstoff ist hier ein Gemisch von Chlorophyll und einem gelben Körper, dem Diatomin. Durch Jodlösung wird das Endochrom rostbraun (öfter grün), durch Alkalien, Schwefel-Ammonium, Quecksilber-Chlorid, Chromoxyd, doppelt chromsaures Kali, sowie durch die meisten Mineralsäuren gelbgrün bis grün gefärbt. Eisenchlorid färbt es grün, Schwefelsäure zuerst grün, dann tiefblau[2]), hierauf Verblassen; Aether extrahirt es mit grüner Farbe. Durch Uranoxydul wird es grünblau, desgleichen durch Unterphosphorsäure unter Aufbrausen. Es fluorescirt roth und zeigt die Absorptions-Streifen[3]) des Chlorophylls, assimilirt auch wie dieses.

Im Gewebe von *Neottia nidus avis* hat Hildebrand[4]) spindelförmige braune Farbstoffgebilde beobachtet, die Wiesner[5]) auch in den Köpfchenhaaren von *Orobanchen* fand und als braune, zwei- und dreispitzige Farbstoffkörper, ganz ähnlich denen bei orange gefärbten Blüthen und Früchten (Taf. I, Fig. 5, 6, 7, 13 und 14), beschreibt. Alkohol, Aether und Benzin färben sie grün, durch Kali- und Natronlösungen werden sie grüngelb und schliesslich gelöst; Schwefelsäure färbt sie blaugrün bis tiefblau[6]). Ihre Entwicklung ist unbekannt, doch zweifle ich nicht, dass sie ebenso wie die der Orange-Farbstoffkörper vor sich geht.

Gelöst, als brauner Zellsaft, erscheint die Farbe in den Blumenblättern von *Delphinium*-Arten, den schwarzen Flecken der Blüthe von *Vicia faba,* dem Kelchgrunde von *Lamium album,* bei *Carex*-Arten etc.

In die Zellhaut eingelagert findet sich ein brauner Farbstoff — das Scytonemin — bei manchen Algen (*Scytonema,*

[1]) Pfitzer, E. in Hanstein's „Botan. Abhandl." I. Bd. 1871, *pag.* 33.

[2]) Die Angaben von Naegeli und Schwendener („Mikroskop." *pag.* 499) sind irrig.

[3]) Weiss, A. „Sitzungsber. d. Wiener Akad." 1871 (Januarheft, *pag.* 33 des Abdrucks).

[4]) Pringsheim's „Jahrb. f. wiss. Botan." 1861. III. *pag.* 66 ff. — Nach Prillieux („*Ann. d. sc. nat.*" 5. *Sér.* XIX. 108) sollen es Proteïn-Krystalloide (vergl. §. 14) sein.

[5]) Ebendaselbst. 1872. VII. *pag.* 575 ff.

[6]) Ich habe an den Farbstoffkörpern von *Evonymus europaeus, Solanum pseudocapsicum* etc. die Blaufärbung durch Schwefelsäure nachgewiesen („Sitzungsb. d. Wiener Akad." 1864. Taf. III, Fig. 23); Kraus hat sie („Pringsheim's Jahrb." 1871, *pag.* 132) nur bestätigen können.

Schizosiphon). Es wird durch Salzsäure spangrün, durch Kali wieder gelb gefärbt. Auch viele Farbhölzer, Farnzellen, Samenschalen, Haare etc. zeigen braunen Farbstoff in ihren Wandungen.

Sehr häufig wird das, was das freie Auge als Braun erblickt, hervorgebracht durch Zellen, gefüllt mit violettem (selten rothem) Safte, welche unter oder über anderen mit gelben, gelbgrünen oder grünen Farbstoffkörnern liegen. So [1]) bei den Blüthen von *Lotus jacobaeus, Calycanthus floridus, Arum divaricatum, Veratrum nigrum, Asarum-, Ophrys-* und *Aristolochia*-Arten, bei [2]) *Scopolina atropoides, Anona triloba, Muscari comosum, Cypripedium pubescens* etc.

Grau, Schwarz und Weiss.

Schwarz kommt als solches nur bei Farbhölzern vor (Ebenholz, Wassereiche etc.); in der Regel ist es nur ein intensives Blau oder Violett (Blüthen von *Papaver Argemone, Pelargonium tricolor, Iris Susiana, Arum Dracunculus, Gazania-, Adonis-* und *Tulipa*-Arten), selten Roth (Blätter von *Hypochaeris maculata*), gelöst im Zellsafte. In der jungen Knospe sind die später schwarzen Stellen grün (Chlorophyll).

Grau (Blumenblätter von Iris-Arten) wird nach Hildebrand hervorgerufen durch hellblauen oder hellvioletten Saft mit goldgelben Körnern.

Das Weiss so vieler Blüthen, gefleckter Blätter, Rinden etc. rührt eben nur von Luft her, die unter der Oberhaut im Gewebe enthalten ist. Unter die Luftpumpe gebracht, verliert es sich, die Blüthen etc. werden grünlich, gelblich oder röthlich, je nach dem Inhalte ihrer Zellen [3]).

In der Regel führen nur die äussersten Zelllagen die genannten Farbstoffe, oft nur eine einzige derselben, nämlich die oberste (*Hepatica triloba, Verbena-, Pelargonium*-Arten etc.); weniger häufig finden sich alle Zellen mit Farbstoff gefüllt (*Lilium chalcedonicum, Tillandsia amoena*), am seltensten führen ihn nur die inneren Gewebsschichten, während die äusseren davon frei sind (*Pulmonaria virginiana, Lachenalia quadricolor, Escheveria campanulata*).

Meist zeigt jede Pflanze nur einerlei gefärbte Blüthen und Blätter, doch gibt es da viele Ausnahmen (Blätter von *Melampyrum*-Arten, Blüthen von *Lycium barbarum, Colletia spinosa* [weiss und

---

[1]) Bischoff, G. W. „Lehrbuch der Botanik." 1838—1840. III. *pag.* 418.

[2]) Hildebrand, F. *l. c. pag.* 67 ff.

[3]) Weisse *Campanula*-Blüthen werden schon beim Trocknen blau.

roth], *Polemonium coeruleum* [weiss und blau] etc.), auch kommt es vor, dass die Blüthen ihre Farben ändern. So sind die Blüthen von *Myosotis versicolor* anfangs schwefelgelb und gehen dann in Roth oder Blau über; die von *Tamarindus indica* sind nach Hayne[1]) am ersten Tage weiss, am zweiten gelb. *Hibiscus mutabilis* hat Morgens beim Aufbrechen weisse, Abends beim Schliessen tiefrothe Blüthen; *Ipomea Learii* (nach Hildebrand) zeigt in der Knospe rothe Blumenblätter, beim Aufblühen sind sie rein blau, Mittags violett, beim Schliessen wieder rein roth. Die Blumenkronen von *Tournefortia mutabilis* sind schön weiss, nach der Befruchtung werden sie schwarz; *Anthyllis vulneraria* soll auf Kalkboden immer gelb, auf anderen Bodenarten roth blühen[2]). Die Blüthen der Rosskastanie zeigen (nach Hildebrand) zuerst gelbe, dann orange, endlich rothe Flecken; die von *Caragana Chamlago* sind (nach Hildebrand) anfangs gelb und färben sich später durch blaurothe Färbung des Zellsaftes braun. Langsame Rothfärbung anfangs weisser Blumenblätter kommt sehr allgemein vor (*Anemone nemorosa, Trientalis europaea, Trillium grandiflorum* etc.)[3]).

Interessant ist die relative Häufigkeit des Vorkommens der verschiedenen Farben, insbesondere bei Blüthen. Schübler[4]) hat sich eingehend damit beschäftigt. Nach ihm blühten von 4200 untersuchten Arten

1193 mit weisser,
951 „ gelber,
923 „ rother,
594 „ blauer,
307 „ violetter,
153 „ grüner,
50 „ orangegelber,
18 „ brauner,
8 „ schwarzer Farbe, also im Mittel unter 1000 Arten: 284 weiss, 226 gelb, 220 roth, 141 blau, 73 violett, 36 grün, 12 orange, 4 braun und 2 schwarz. Polwärts nimmt die weisse Farbe immer mehr zu. So kommen in Lapland auf 100 gefärbt blühende Arten schon 76 weisse, ja auf Spitzbergen blühen von 15 *Phanerogamen* nicht weniger als 7 weiss.

---

[1]) „Darstellung und Beschreibung der Arzneigewächse." 1827. X. Nr. 41.

[2]) „*Linnaea*." 1826. I. *pag.* 276.

[3]) Viele der genannten Beispiele würden, genau untersucht, gewiss wichtige Aufschlüsse geben.

[4]) In zahlreichen Tübinger „Dissertationen". 1831—1833.

Fast alle Pflanzenfarbstoffe lassen sich durch Aether und Alkohol, viele schon durch Wasser extrahiren. Diese Lösungen fluoresciren sämmtlich [1]) und ihre Spectra zeigen Absorptions-Streifen, die, wie ich bereits 1861 betonte, auf einen gemeinsamen Stoff mit dem Chlorophyll schliessen lassen.

Noch weniger, wie über die Farbstoffe von Blüthen und Früchten, wissen wir über die Entwicklung des Farbstoffes tropischer Farbhölzer.

Nach Vogl [2]), der natürlich auch nur an trockenen Hölzern, wie sie der Handel liefert, arbeitete, ist der Farbstoff derselben sowohl im Zellinhalte als in den Zellwänden enthalten. In ersterem als formlose oder körnige Massen oder harzige Tröpfchen, und zwar besonders in den parenchymatischen Zellen (Markstrahlen, Holzparenchym) und in den meisten Spiralgefässen, begleitet fast immer von Kalkoxalat-Krystallen, zuweilen von gerbstoffartiger Substanz, aber — *Berberis* ausgenommen — niemals von Stärke. In der Regel sind zwei Chromogene vorhanden. In den Zellwänden enthalten ihn, wo er dort vorkommt, alle Hautschichten, die aneinander stossenden Zellen gemeinsame Mittel-Lamelle am reichlichsten. Bei Roth- und Blauholz, welche sämmtlich baumartigen tropischen *Leguminosen* angehören, ist die Zellwand fast immer mehr oder weniger orange gefärbt (Santelholz, Sappanholz, Kamholz, Domingo-Blauholz etc.), seltener rothbraun (Fernambukholz, *Coulteria tinctoria*) oder farblos (Laguna-Blauholz). Durch Alkalien und Säuren wird der Farbstoff aus der Zellhaut extrahirt, durch Glycerin, Wasser etc. häufig aber erst beim Erwärmen. Alkalien lösen den Farbstoff sehr leicht, und zwar entweder mit carminrother oder violetter Farbe, Alkohol und Aether geben entweder eine farblose (Fernambukholz, Kamholz) oder gelbe, orange oder carmin gefärbte Lösung. Glycerin und Wasser lösen [3]) mit carminrother, seltener blutrother oder braunrother oder violetter, Kupferoxyd-Ammoniak mit violetter, seltener mit blauer, Essigsäure mit gelber Farbe; Schwefelsäure entweder gar nicht (Santelholz) oder mit carmin- oder bluthrother Färbung.

---

[1]) Weiss, A. „Fünfter Bericht der naturf. Ges. zu Bamberg." 1861. *pag.* 19 ff. und „Oesterr. bot. Zeitschr." 1862. *pag.* 105. — Hofmeister's Angabe („Pflanzenzelle", *pag.* 377), dass die alkoholischen Lösungen der Pflanzenfarbstoffe keine Fluorescenz zeigen, ist irrig. — Vergl. auch Sorby, H. C.: „*On comparative vegetable Chromatology in Proceed. of the roy. soc.*" 1873. XXI. *pag.* 442 ff., dessen Untersuchungen mit dem Mikro-Spectroskope zusammenfassend.

[2]) „*Lotos.*" 1873. *pag.* 49 ff.

[3]) Den Farbstoff des Santelholzes (*Pterocarpus*-Arten) löst auch heisses Wasser nicht.

Beim Gelbholze ist die Zellhaut entweder citronengelb (*Berberis, Maclura tinctoria*)[1] oder grüngelb gefärbt (*Maclura aurantiaca, Rhus Cotinus* [Visetholz]); im Zellinhalte kommt der Farbstoff als gelbe, orange bis rothbraune Massen, Körnchen und Tröpfchen vor, in der Regel im Holzparenchym, bei *Berberis* in allen Geweben, mit Ausnahme der Spiroiden. Alkalien lösen den Farbstoff leicht, mit tiefgelber (*Maclura*-Arten) oder blutrother Farbe (*Rhus Cotinus*), schwer und erst beim Kochen bei *Berberis* mit braungelbem Tone; Mineralsäuren mit gelber (*Rhus Cotinus, Maclura tinctoria*), grüngelber (*Berberis*) oder Orange-Farbe (*Maclura aurantiaca*), auch wird er durch Glycerin und Wasser in Lösung gebracht.

Vogl's Ansicht, es stammten die Farbstoffe in den Zellwänden der Farbhölzer nicht aus dem Zellinhalte, sondern entständen durch eine chemische Umwandlung der Membransubstanz selber, kann ich nicht theilen. Zunächst ist der Farbstoff in den Zellhäuten stets identisch mit dem zugleich im Zellinhalte vorkommenden, was unter Vogl's Annahme sehr befremden müsste, sodann ist kein Beispiel bekannt, dass Farbstoffe, die in der Zellhaut sich bilden, später auch im Inhalte erscheinen, wohl aber ist der umgekehrte Fall sehr oft beobachtet, und endlich folgt schon aus den Löslichkeitsverhältnissen der betreffenden Pigmente — besonders in Wasser —, dass sie beim Absterben des Protoplasma's nothwendig die Zellhäute durchtränken und also auch färben müssen. Die Untersuchung der lebenden Pflanzen wäre in hohem Grade erwünscht.

§. 13. Proteïnkörner (Aleuron, Klebermehl).

Hartig machte in Europa zuerst[2] auf das Vorkommen eines in Pflanzensamen weit verbreiteten, in Grösse, Form und Färbung den Stärkekörnern überraschend ähnlichen Stoffes aufmerksam, den er Klebermehl, Aleuron oder Satzmehl nannte, für den indess später Holle[3] richtiger den Namen Proteïnkörner vorschlug. Erst in neuester Zeit haben uns Pfeffer's schöne Untersuchungen[4] Klarheit über die Natur und die Entwicklung dieses wichtigen Stoffes verschafft.

---

[1] Enthält auch zahlreiche, gelb gefärbte Krystalle von Morin- und Maclurinsalzen in den Zellen.

[2] „Botanische Zeitung." 1855. *pag.* 881. — Noch früher sah sie Bailey („*Americ. Journ. of Sc. and Art.*" 1845. XLVIII. 17).

[3] „Neues Jahrb. f. Pharmacie." Von Walz und Winkler. 1858. X.

[4] „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." 1872. VIII. *pag.* 429 ff. Daselbst auch die Literatur. — Ich folge in Nachstehendem vorwiegend seinen Angaben.

Die Proteïnkörner fehlen im Endosperme und den Cotyledonen des Keimes [1]) keinem der bis jetzt untersuchten Samen, nur, dass sie in stärkereichen (*Gramineen*) in geringerer, in ölreichen Samen dagegen (*Ricinus, Umbelliferen*) in grosser Menge vorkommen [2]).

Ihre Gestalt ist meist rundlich oder eiförmig, häufig aber sich völlig nach der Form ihrer Einschlüsse richtend (*Elaeis, Aethusa cynapium*), auch wohl polygonal, und zwar besonders bei Samen, welche wenig Oel enthalten.

Ihre Grösse ist selbst in einer und derselben Zelle äusserst variabel, steigt bis 55 μ und fällt bis 1 μ, hält sich aber in fettreichen Samen in der Regel zwischen 3 μ bis 12 μ. Die grössten Proteïnkörner finden sich meist bei solchen Samen, deren Embryo oder Albumen umfangreich ist; häufig ist auch ein oder das andere Korn durch Grösse oder Einschlüsse besonders ausgezeichnet (*Elaeis, Myristica, Vitis*). Hartig nennt solche Körner Solitäre. Bei *Sylibum* (Fig. 95 *A* bei *a*) enthält der Solitär eine Krystalldruse, die übrigen Proteïnkörner spiessige Krystalle (*Raphiden*) oder ein durch Grösse ausgezeichnetes Globoid [3]) (Fig. 95 *A* bei *b*) oder Krystalloid (Fig. 95 *B*) etc.

Wo sie mit Stärkekörnern — von denen sie oft kaum zu unterscheiden sind — zusammen vorkommen, sind erstere meist grösser (*Leguminosen, Gramineen*), in seltenen Fällen auch kleiner als die Proteïnkörner (*Tetragonolobus purpureus*).

In der Regel sind sie farblos, doch nicht selten auch mehr oder weniger intensiv gefärbt, und zwar blau (*Knautia, Panax, Cheiranthus annuus*), rosenroth (*Hibiscus, Laurus*-Arten), braunroth (*Arachis, Theobroma Cacao, Dipterix odorato*), gelb (*Lupinus, Frangula, Ailanthus*) oder grünlich (*Pistacia, Knautia*) [4]).

Zu unterscheiden haben wir zunächst Proteïnkörner mit und solche ohne Einschlüsse.

---

[1]) Sehr selten finden sie sich auch in den Integumenten.

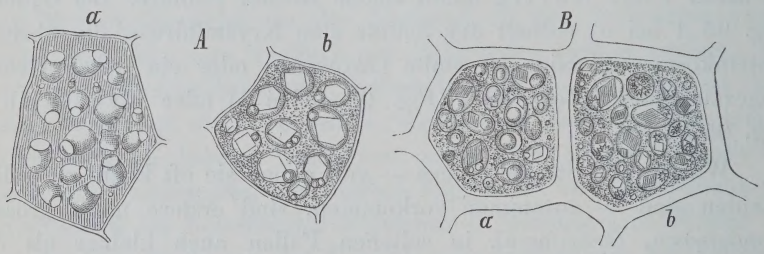
[2]) Man gewinnt sie in grösseren Mengen dadurch, dass man ölhaltige Samen, nachdem man sie von ihren Samenhäuten befreit, zerreibt oder zerstösst und mit Oel übergiesst. Von dem aus Proteïnkörnern bestehenden Bodensatze, der sich sehr bald bildet, wird nach mehreren Stunden das Oel abgegossen und derselbe durch Schütteln mit Aether vollständig von den Oelresten befreit. Man erhält so die Proteïnkörner (Aleuron) als weisses Pulver, dessen Körnchen sehr spröde sind, und bei Druck wie Glas zersplittern. Da viele von Wasser angegriffen, wohl auch gelöst werden, beobachtet man sie unter Olivenöl, in welches man die Körner oder Schnitte bringt.

[3]) Siehe S. 142.

[4]) „Der Pflanzenkeim.“ Von Th. Hartig. Leipzig 1858. *pag.* 109.

Was letztere betrifft, so bestehen sie wesentlich nur aus eiweissartigen Stoffen, reagiren ganz wie Protoplasma (S. 77) und enthalten niemals Fett. Sie sind in Wasser entweder ganz (*Paeonia, Tragopogon major*) oder nur theilweise (*Silybum marianum, Lupinus*) oder auch gar nicht löslich (*Cynoglossum, Empetrum nigrum*) [1]), leicht dagegen stets in kalihaltigem Wasser. Selbst bei nahe verwandten Pflanzen sind übrigens die Löslichkeitsverhältnisse oft polar verschieden, die Lösung erfolgt aber immer von Aussen nach Innen und ihre Leichtigkeit verringert sich mit dem Alter (d. h. mit der Austrocknung der Samen); immer bleibt nach der Lösung ein zartes, körniges, weder in verdünntem Kali noch in verdünnten Säuren lösliches Häutchen zurück, das sich durch Anilinfarben und Cochenille, desgleichen durch Jodlösung, Salpetersäure etc. färbt.

Fig. 94.



Vergrösserung 500. Proteïnkörner mit ihren Einschlüssen. *A.* Aus dem Endosperm von *Ricinus communis*, *a* in Oel liegend, *b* mit sublimathaltigem Alkohol behandelt. *B.* Aus dem Endosperm von *Aethusa cynapium* ebenso behandelt. (Nach Pfeffer.)

Viel häufiger sind die Proteïnkörner, welche Einschlüsse enthalten. Diese Einschlüsse sind entweder rundliche bis nadelartige Gebilde, Globoide genannt (Fig. 94 *A a*, Fig. 95 *A b*) oder Krystalle oder Krystalldrusen [2]) von oxalsaurem Kalke (Fig. 94 *B b*, Fig. 95 *A a*), oder aber es ist ein Theil der Proteïnsubstanz des Kornes in krystallähnlicher Form ausgebildet als sogenanntes Krystalloid (Fig. 94 *A b*, *B*, Fig. 95 *B*) [3]). Um letztere sichtbar zu machen, bringt man die Proteïnkörner in Wasser oder besser in sublimathaltigen Alkohol.

---

[1]) Die Löslichkeit der die Proteïnkörner constituirenden und für sich in Wasser unlöslichen Proteïnstoffe beruht nach Pfeffer (*l. c. pag.* 491) auf in der Proteïnmasse enthaltenen Kaliphosphaten. Weil nun auch im Zellinhalte lösliche Eiweissstoffe vorkommen, muss man, um klare Bilder zu erhalten, die Präparate in Glycerin oder Oel oder sublimatartigem Alkohol betrachten.

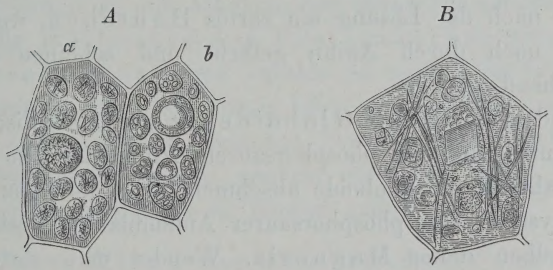
[2]) Sie sind stets von einem zarten Häutchen umschlossen und enthalten auch einen proteïnhaltigen Kern.

[3]) „Sitzungsb. d. Münchener Akad." 1862. *pag.* 120. (Naegeli, C.)

Die Grundsubstanz des Kornes, in welcher diese Einschlüsse eingebettet sind — Pfeffer nennt sie die Hüllmasse — besteht auch hier lediglich aus Proteïnstoffen; sie ist entweder in Wasser ganz löslich (*Linum, Ricinus, Aethusa*), oder nur theilweise (*Pinus Pinea*), oder gar nicht (*Opuntia Rafinesqueana*), verhält sich bei nahestehenden Pflanzen auch hier sehr verschieden und lässt nach der Lösung gleichfalls ein Hüllhäutchen zurück.

In der Regel kommen Globoide und Krystalloide zusammen in einem Proteïnkorne vor (Fig. 94 *A*, *B a*, Fig. 95 *B*), erstere sind da oft excentrisch gelagert und, wiewohl selten, durch Kalkoxalat-Krystalle ersetzt (Fig. 94 *B b*), noch seltener kommen diese allein in den Proteïnkörnern vor (Fig. 95 *A a*).

Fig. 95.



Vergrösserung 500. *A.* Aus dem Samenlappen eines ruhenden Samens von *Silybum marianum* mit sublimathaltigem Alkohol behandelt. *B.* Aus dem Samenlappen von *Bertholletia excelsa* in Oel liegend. Die langen Nadeln sind Fettkrystalle. (Nach Pfeffer.)

Die Krystalloide bestehen aus Proteïnsubstanz, sind in Wasser stets unlöslich, dagegen leicht löslich in kalihaltigem Wasser und hinterlassen dabei ein zartes, sich wie coagulirter Eiweissstoff verhaltendes Häutchen. Sie sind schwach doppeltbrechend, scheinen in mehreren Systemen zu krystallisiren und treten gleich anfangs als solche (d. h. krystallähnlich) auf. Durch Kochen, sowie durch langes Liegen in Alkohol werden sie (desgleichen die sie umschliessende amorphe Hüllmasse des Kornes) leicht in die unlösliche Modification der eiweissartigen Stoffe verwandelt und in verdünntem Kali unlöslich. Oft enthalten Proteïnkörner zahlreiche, nur wie Bruchstücke erscheinende Krystalloide [1]) (*Adonis autumnalis, Myrica cerifera*), die aber stets von einander durch eine feine Schicht von Hüllmasse getrennt sind. Die Proteïnkörner enthalten bei manchen Pflanzenfamilien (*Euphorbiaceen, Coniferen, Cucurbitaceen*) ausnahmslos Krystalloide, oft fehlen sie nur einzelnen Arten (bei Palmen der *Sabal*

[1]) Es sind dies Hartig's componirte Aleuronkörner.

Adansonii), oft sind sie nur höchst selten vorhanden (bei *Umbelliferen* nur bei *Aethusa cynapium*).

Die Globoide fehlen in keinem Samen; wo sie mit anderen Einschlüssen vorkommen, beschränkt sich ihr Auftreten auf gewisse Zellen (Fig. 95 *A b*) [1]). Sie sind verschiedenartig gestaltet [2]) und selten über 5 μ. gross. Meist ist ihre Masse kleiner als die Hüllmasse, nicht selten aber grösser (*Coriandrum sativum, Aethusa Cynapium*).

Wenn sie sehr klein sind (*Lupinus, Delphinium*), kommen sie in grosser Menge, wenn grösser (*Vitis*), meist einzeln in einem Proteïnkorne vor und enthalten zuweilen sogar Mineralkrystalle (*Vitis*).

Sie sind in kaltem und kochendem Wasser, sowie in Alkohol und in verdünntem Kali unlöslich, lösen sich dagegen leicht in allen verdünnten Mineralsäuren, aber auch in Essigsäure, Oxalsäure, Weinsäure etc., von Aussen nach Innen abschmelzend. Auch sie hinterlassen nach der Lösung ein zartes Häutchen, werden weder durch Jod noch durch Anilin gefärbt und scheinen auch nicht doppeltbrechend zu sein.

Behandelt man isolirte Globoide mit ammoniakalischer Lösung von Chlorammonium und phosphorsaurem Ammoniak, so bilden sich sofort — während die Globoide abschmelzen — die ganz charakteristischen Krystalle von phosphorsaurer Ammoniakmagnesia. Es enthalten dieselben daher Magnesia. Wendet man statt phosphorsaurem Ammoniak oxalsaures an, so erweisen die als oxalsaurer Kalk reagirenden Krystalle, welche sich da bilden, den Kalkgehalt der Globoide. Verbrennt man sie (auf dem Deckglase) und setzt ammoniakalische Lösung von Chlorammonium zu, so schiessen die nicht zu verwechselnden Krystalle von phosphorsaurer Ammoniakmagnesia an, ein Beweis, dass die Globoide auch Phosphorsäure enthalten, und zwar lehrt letzterer Versuch, dass es nicht gewöhnliche Phosphorsäure sein kann. In der That zeigt die genauere Analyse, dass die Globoide das in Wasser unlösliche Magnesia- und Kalksalz einer gepaarten Phosphorsäure mit organischem (vorläufig unbekanntem) Paarlinge sind. Stets kommt in ihnen Magnesia weit mehr vor als Kalk.

Die die Proteïnkörner umgebende Grundmasse im Zelllumen ist ein Gemenge von Fett und Eiweiss, sie lässt sich auf-

---

[1]) Hartig's Weisskerne (Albide) und Kranzkörper (Globide) sind Pfeffer's Globoide, nur dass Hartig auch die Krystalldrusen zu seinen Kranzkörpern rechnet. Die Kalkoxalat-Krystalle nennt Hartig Krystalloide. Diess zur Orientirung über Hartig's „Terminologie".

[2]) Eine wahre Musterkarte der verschiedensten, nicht selten bis 10 μ gross werdenden Formen sieht man in Rosinenkernen.

fassen als „der Protoplasmakörper der Zelle, in dem das Wasser beim Austrocknen (Reifen) der Samen durch fettes Oel ersetzt wurde". Unter dem Mikroskope kann man bei Behandlung mit Benzol oder Aether das Weglösen desselben sehr gut verfolgen, noch schöner lässt es sich durch Alkannaroth nachweisen [1]). Oefters krystallisirt das Fett in Nadeln (Fig. 95 *B*), die beim Erwärmen schmelzen und in Benzol sich lösen, wodurch sie von Raphiden (§. 24) leicht unterschieden werden können. Extrahirt man das Fett (mit Aether) und löst die Proteïnkörner, so bleibt ein Grundmassennetz übrig, in welchem Hohlräume an der Stelle der letzteren vorhanden sind und welches Proteïnreaction zeigt. Meist sind die Eiweissstoffe nur in geringen Mengen vorhanden, doch können sie auch öfters überwiegen (*Lupinus*).

Bei Behandlung mit Alkohol, der etwas Schwefelsäure enthält, zeigt sich die Hüllmasse der Proteïnkörner öfters (*Paeonia*) deutlich geschichtet [2]) und enthält da nach Pfeffer zwei verschiedene Proteïnstoffe gleichförmig oder wie Cellulose und Granulose im Amylum (vergl. daselbst) gemengt. Der eine ist für sich in Wasser unlöslich, der andere löslich; ersterer wird aber durch Vermittlung von Kaliphosphat gleichfalls in Wasser gelöst.

Die Entwicklung der Proteïnkörner beginnt erst im letzten Reifezustande der Samen. In dem trüben Zellinhalte, wie er nach der Umwandlung der Stärke in Oel sich darstellt, findet man die Krystalloide und die Globoide lange vor der Samenreife bereits vorgebildet. Erstere zeigen gleich vom Anfange an ihre eigenthümliche, krystallimitirende Gestalt und wachsen wie letztere zunächst völlig zu ihrer späteren Grösse aus. Um sie lagert sich dann erst eine proteïnhaltige Masse, die sie allseitig umgibt und sich immer schärfer vom übrigen Zellsafte abhebt, bis die Proteïnkörner gebildet sind. Anfangs rundlich und sehr weich, werden sie später durch enges Aneinanderliegen oft polyedrisch. Bei einschlüssefreien Proteïnkörnern bilden sich zuerst kugelige, allmälig zu Proteïnkörnern heranwachsende Massen von Eiweissstoffen, während sich zu gleicher Zeit die fettreiche Grundmasse absondert. Beim Keimen der Samen werden Grundmasse und Proteïnkörner wieder zu einem emulsionsartigen Gemenge zurückgeführt. Ihre Lösung mag wohl (nach Pfeffer) in Folge des dann sauren Zellsaftes erfolgen.

---

[1]) Pfeffer. *l. c. pag.* 497.

[2]) Von Hartig bereits angegeben.

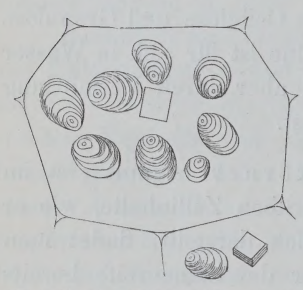
§. 14. Krystalloide.

In Proteïnkörnern nimmt, wie wir gesehen, öfters ein Theil ihrer Substanz krystallähnliche Gestalt an. Solche Proteïnkrystalle[1]), oder Krystalloide[2]) kurzweg, kommen aber auch frei im Zellinhalte vor.

So in den Cytoblasten der *Lathraea squamaria*, unter der Korkschichte der Kartoffelknolle[3]) (Fig. 96), in der Epidermis von *Polypodium ireoides*[4]); in den Fruchtträgern von *Pilolobus*[5]) etc.

Sie krystallisiren in mehreren Systemen (Würfel bei *Solanum tuberosum*, rhombische Plättchen bei *Lathraea*) und sind in ihrem chemischen Verhalten den in Proteïnkörnern eingeschlossenen Krystalloiden (S. 141) völlig gleich. Jodlösung, Salpetersäure und Ammoniak färben sie schön gelb, salpetersaures Quecksilber-Oxydul ziegelroth, Salzsäure oder Kupfervitriol und Kali violett etc.

Fig. 96.



Würfelförmige Krystalloide aus der Rindenschicht der Kartoffelknolle. (Nach Unger.)

Die Krystalloide sind schwach doppeltbrechend, imbibitionsfähig und quellbar, wobei sie in der Regel ihre Winkel ändern, und zwar in Wasser um 2—3°, in Kalilauge sogar um 14—16°.

In der Regel sind sie farblos, doch nicht selten auch gefärbt[6]). Alkohol und verdünnte Säuren ziehen den Farbstoff aus ihnen heraus. Destillirtes Wasser ändert sie nicht. Violette und rothe Krystalloide findet man in den Beeren von *Solanum nigrum* und *americanum*, blaue Farbstoff-Krystalloide in der Blüthe von *Viola tricolor* und *Orchis mascula*, in reifen *Passiflora*-Beeren u. s. w. Viele *Florideen* enthalten lebend farblose Krystalloide, welche bei Exemplaren, in Alkohol und Kochsalz liegend, rothe Färbung zeigen, desgleichen beim Absterben der Pflanzen (*Calithamnion*-Arten, *Ceramium rubrum* etc.). Kramer[7]) hat sie als Rhodospermin bezeichnet.

Löst man Krystalloide, so bleibt ein sie umschliessendes Häutchen zurück.

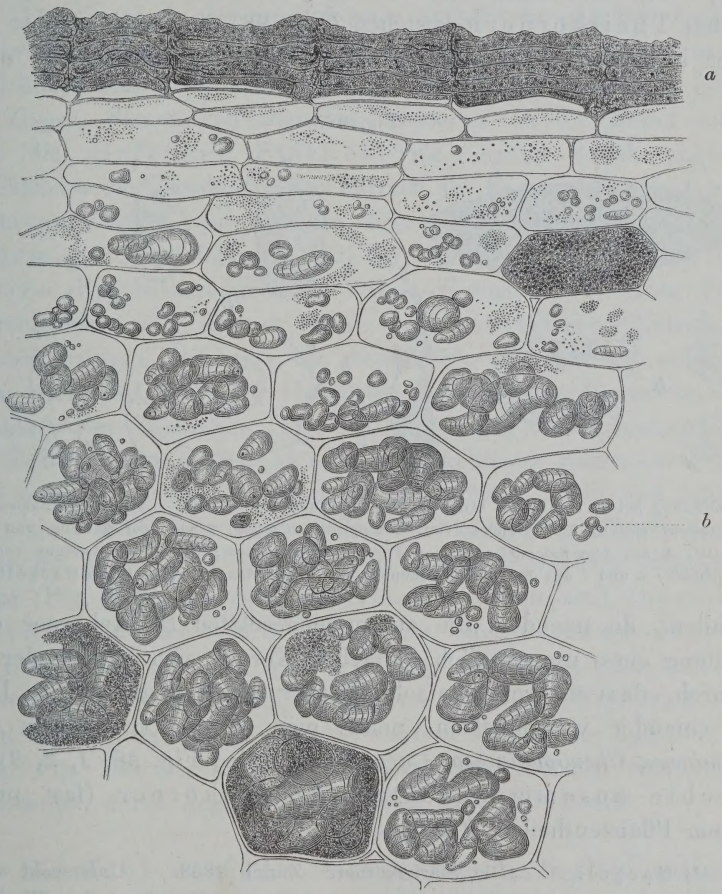
---

[1]) Radlkofer. „Ueber Krystalle proteïnartiger Körper." Leipzig 1859.
[2]) Naegeli, C. „Sitzungsber. d. Münchener Akad." 1862. Juli. *pag.* 120.
[3]) Cohn, F. „XXXVII. Bericht d. schles. Ges. f. vaterl. Cultur." 1859. *pag.* 72.
[4]) Kraus, G. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." 1872. VIII. *pag.* 426.
[5]) Klein, J. „Flora." 1871. Nr. 11.
[6]) Naegeli, C. „Sitzungsber. d. Münchener Akad.„ 1862. *pag.* 147.
[7]) Cramer. „Vierteljahrsschrift d. naturf. Ges. in Zürich." VII.

§. 15. Amylum (Stärkmehl).

Eintheilung, Gestalt und Grösse. Die bisher betrachteten, im Zellsafte vorkommenden Substanzen zeigten alle eine mehr minder grosse Verwandtschaft zum Protoplasma; sie gehören, wie man sagen könnte, der Protoplasma-Reihe an. Ausser ihnen

Fig. 97.

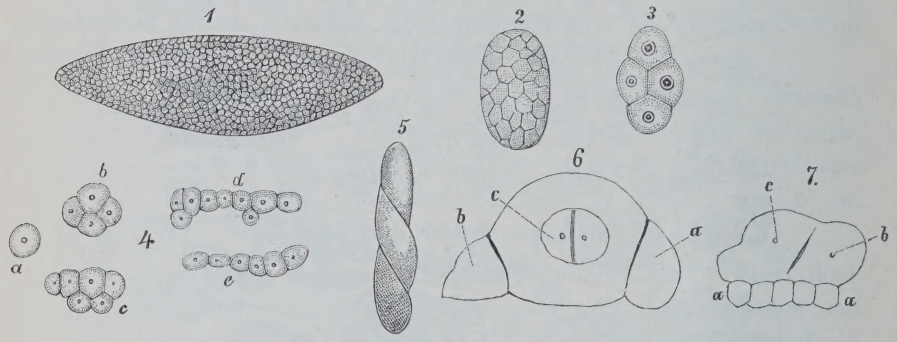


Vergrösserung 200. Schnitt durch eine Kartoffelknolle. *a* Korkgewebe, *b* Stärke führende Zellen. (Die Knolle ist im ersten Stadium der Fäule.)

finden sich in Pflanzenzellen noch eine Anzahl, der Cellulose isomere, Kohlenhydrate, deren wichtigste die Körper der Stärkegruppe (Stärke, Dextrin, Zucker etc.) sind. Unter ihnen ist wieder das eigentliche Stärkmehl, Amylum oder Amydon das hervorragendste.

Das Stärkmehl oder Amylum [1]) kommt, so weit wir wissen, niemals formlos (gelöst) in den Pflanzenzellen vor [2]), sondern stets geformt in Gestalt von farblosen [3]) Körnern der mannigfachsten Grösse und Gestalt [4]). Diese Körner sind anfangs sämmtlich einfache, d. h. isolirt von einander (Fig. 97 *b*, Fig. 100 *A, E, F*); später verwandeln sie sich indess häufig in zusammengesetzte, d. h. solche, die aus mehreren oder vielen mit einander zu einer Gruppe von bestimmter und individueller Form verbundenen sogenannten Theilkörnern bestehen (Fig. 98) und meist früher oder später in diese Theilkörner, die man dann Bruchkörner nennt,

Fig. 98.



Vergrösserung bei 1, 2, 3 und 4 etwa 500, bei 5, 6 und 7 aber 1000. — 1 aus dem Sameneiweiss von *Spinacia glabra;* 2 desgleichen von *Calamagrostis silvatica;* 3 aus dem Rhizome von *Paeonia officinalis;* 4 aus dem Sameneiweiss von *Fagopyrum esculentum;* 5 aus den Zweigen von *Chara hispida;* 6 und 7 aus den Zwiebelschuppen von *Hyacinthus orientalis.* (Nach Naegeli.)

zerfallen. Je nachdem die zusammengesetzten Stärkekörner durch Theilung eines ursprünglich einfachen Kornes sich bilden oder aber dadurch, dass mehrere einfache Körner durch gegenseitigen Druck mit einander verschmelzen, nennt man sie echte (Samen vieler *Gramineen, Chenopodiaceen, Caryophylleen* etc., Fig. 98, *1, 2, 3*) oder unechte zusammengesetzte Stärkekörner (fast nur in grünen Pflanzentheilen, Fig. 98, *5*).

[1]) Naegeli, C. „Die Stärkekörner." Zürich 1858. — Untersucht wurden 2500 Pflanzenarten; ich folge im Grossen und Ganzen dem classischen Werke.

[2]) Die Fälle, wo man es formlos gefunden haben will, sind nicht erwiesen.

[3]) Diess gilt fast ausnahmslos. Nur die Stärkekörner in der Wurzel von *Cocculus palmatus* sind durch und durch gelblich, die im Rhizom von *Lathraea squamaria* öfters bräunlich gefärbt (durch Humification?). Hartig gibt rosa gefärbte Amylumkörner im Samen von *Laurus nobilis* und *Laurus indica* an; ich konnte sie bis jetzt daselbst nicht finden.

[4]) Trocken stellen sie ein weisses (Reis- und Getreidestärke) oder blassgelblich (Kartoffelstärke), oder grau (Marantastärke) gefärbtes Pulver (Mehl) dar, das, zwischen den Fingern gerieben, etwas knirscht.

Sowohl die einfachen als die zusammengesetzten Stärkekörner einer und derselben Zelle können nebstbei sämmtlich mit einander verwachsen, wie z. B. im Samen von *Zea Mais* (Fig. 100 *D*), im Wurzelstocke von *Smilax China*, in den Samen von *Piper-* und *Chenopodium*-Arten etc. Diese Fälle müssen — weil der individuellen Form entbehrend — von den zusammengesetzten Körnern getrennt werden.

Die Gestalt der Stärkekörner ist sehr verschieden, doch sind sie in der Jugend sämmtlich rund (kugelig) und bleiben es auch wohl öfters Zeit ihres Lebens (Rhizom von *Veratrum, Rumex*; Zwiebel von *Gagea*, Samen von *Acanthus*, *Drosera*). In der Regel nehmen aber die einfachen Stärkekörner später durch ungleiches Wachsthum die verschiedensten Formen an. Es entstehen so linsenförmige (Samen von *Triticum*, Fig. 100 *A*, *Hordeum, Sagittaria*), eiförmige (Kartoffelknolle, Fig. 97, Rhizom von *Lathraea*), dreieckige (Zwiebelschuppen von *Tulipa, Galanthus, Narcissus, Lilium*; Wurzelstock vieler Farne), linear-lanzettliche (Rhizom von *Alpinia Galanga*, Milchsaft von *Euphorbien*, Fig. 100 *G*), auch wohl ganz unregelmässige Gestalten (Stamm von *Cereus variabilis*, Milchsaft von *Euphorbien* [Fig. 100 *G*], Samen von *Aesculus*) etc. — Die echt zusammengesetzten Stärkekörner sind meist kuglig oder oval (Fig. 98, *2*), wenn die Theilkörner klein und zahlreich sind; sie werden aber um so eher bucklig (Fig. 98, *3*), je spärlicher die Theilkörner und je mehr dieselben wachsen (Samen von *Oryza* (Fig. 100, *6*), *Arum, Phytolacca*). Oder sie sind zusammengedrückt (Samen von *Caryophylleen*), oder verlängert (Samen von *Chenopodium*), oder linear (Rhizom von *Canna*), oder unregelmässig (Stamm von *Isoëtes*, Samen von *Polygonum*, Fig. 98, *4 c, d, e*). Nicht selten (aber nur in Samen) werden sowohl die einfachen (*Zea Mais*, Fig. 100 *D*), als auch die zusammengesetzten Stärkekörner (*Gramineen*) durch gegenseitigen Druck polyëdrisch.

Die Zahl der Theilkörner ist bei unecht zusammengesetzten in der Regel 2—5, selten 10—20 (*Chara foetida*), sie sind in der Regel ungleich gross und liegen entweder in einer einfachen Schicht oder in Reihen (Fig. 98, *5*), oder in einer Hohlkugel angeordnet (*Spirogyra*). Bei echt zusammengesetzten steigt ihre Zahl von 2 bis 30.000. Sie liegen da in der Regel nach allen Richtungen des Raumes (Fig. 98, *1, 2*), selten in einer einfachen Schicht (Fig. 98, *4 b, c*) oder Reihe (Fig. 98, 4 *e*) oder in einer Kugelschale (*Zygnemaceen*). Meist sind sie gleich gross (Fig. 98, *1, 2, 3, 4*), oft aber sehr ungleich

(Fig. 98, *6*, *7*) [1]), in der Regel desto kleiner, je zahlreicher sie sind. Echt zusammengesetzte Stärkekörner mit wenigen (2—16) Theilkörnern kommen meist untermischt mit einfachen vor, und zwar in unterirdischen Pflanzentheilen, selten in Samen (Weizen). Solche mit hundert und mehr Theilkörnern fast nur in Samen [2]) und da ist ihre Zahl sehr verschieden. So enthält ein einziges solches Stärkekorn bei *Piper* über 4000, bei *Mesembryanthemum* über 5000, bei *Festuca* über 8000, bei *Phytolacca* über 9000, bei *Chenopodium* über 14.000, bei *Pircunia* über 20.000, bei *Spinacia* (Fig. 98, *1*) sogar über 30.000 einzelne Theilkörner. Beim Zerfallen sind die Bruchkörner stets scharfeckig und scharfkantig, stumpfen sich aber durch nachträgliches Wachsen meist wieder ab.

Wie es scheint, ist das Wachsthum der Stärkekörner fast unbegrenzt, ihre Grösse ist daher ausserordentlich verschieden, indess, sowie die Gestalt bei einer und derselben Pflanze innerhalb gewisser Grenzen, constant. Im Allgemeinen finden sich die grössten Stärkekörner in unterirdischen Pflanzentheilen (*Solanum, Canna, Lathraea*), die kleinsten in den Samen einiger *Bromus*-, *Acacia*- und *Galanga*-Arten vor.

So beträgt der grösste Durchmesser der grössten einfachen Stärkekörner beispielsweise im

Samen	von	*Bromus confertus*	2·5 μ
Rhizom	„	*Carex atrata*	3 μ
Wurzel	„	*Ononis spinosa*	7 μ
Rhizom	„	*Polypodium vulgare*	11 μ
„	„	*Cyperus esculentus*	14 μ
Samen	„	*Polygonum Fagopyrum*	12 μ
„	„	*Canna indica*	21 μ
Rhizom	„	*Iris florentina*	25 μ
Knollen	„	*Dioscorea Batatas*	36 μ
Rhizom	„	*Zingiber officinale*	45 μ
„	„	*Alpinia Galanga*	52 μ
Samen	„	*Pisum sativum*	65 μ
Knollen	„	*Solanum tuberosum*	90 μ
Sporen	„	*Chara hispida*	100 μ
Rhizomschuppen	„	*Lathraea squamaria*	125 μ
Rhizom	„	*Canna lanuginosa*	170 μ

Der Cubikinhalt derselben kann von 2·5 μ (*Bromus confertus*) bis zu 419.000 μ steigen (*Lathraea squamaria*).

[1]) Bei *Chara stelligera* hat das grösste 80.000 μ, das kleinste 30 μ Cubikinhalt; bei *Canna* gar 300.000 μ gegen 30 μ.

[2]) In unterirdischen Theilen nur im Rhizom von *Arundo Donax* und *Epimedium alpinum*.

Bei zusammengesetzten Stärkekörnern beträgt z. B. bei:

		Grösster Durchmesser eines zusammengesetzten Kornes in Mikro-Millimetern	Grösste Zahl der Theilkörner in einem zusammengesetzten Korne	Grösster Durchmesser eines Theilkornes in Mikro-Millimetern
Knollen	von *Valeriana officinalis*	8	4	—
Rhizom	„ *Geum urbanum*	10	8	1·5—5
„	„ *Arundo Donax*	11	200	0·7—6
Samen	„ *Dipterix odorata*	12	60	2—4
„	„ *Hedichium Gardnerianum*	21	8000	0·7—2
Wurzel	„ *Cephaëlis Ipecacuanha*	23	16	4—12
„	„ *Smilax Sassaparilla*	23	8	4—15
„	„ *Andropogon muricatus*	23	4	13
Samen	„ *Oryza sativa*	25	100	3·5—8
Knollen	„ *Colchicum autumnale*	28	4	18
Rhizom	„ *Iris florentina*	30	2	15
„	„ *Corydalis solida*	32	6	18
Wurzel	„ *Krameria triandra*	40	2	20
Samen	„ *Ehrharta panicea*	45	3000	2—6
„	„ *Avena orientalis*	50	300	7—12
Rhizom	„ *Tamus communis*	50	2	25
Samen	„ *Chenopodium Quinoa*	54	14000	0·7—2
Rhizom	„ *Smilax China*	60	4	30
Samen	„ *Phytolacca esculenta*	65	9000	1—4
„	„ *Pisum sativum*	75	2	56
Wurzel	„ *Cocculus palmatus*	80	2	40
Samen	„ *Spinacia glabra*	106	30000	0·5—2·5

Wie sehr übrigens die Grösse der Stärkekörner bei einer und derselben Pflanze variirt, zeigen folgende Angaben. Es schwankt die Länge der Stärkekörner [1]) bei

Dioscorea alata zwischen 14 μ und 82 μ
Musa paradisiaca „ 7 μ „ 58 μ
Arum esculentum „ 3 μ „ 27 μ
Mangifera indica „ 5 μ „ 35 μ etc.

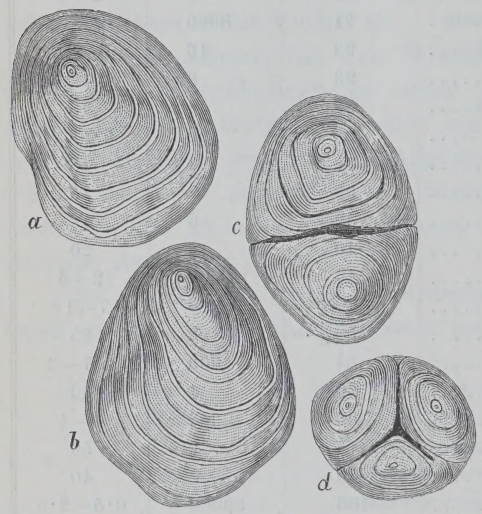
Für die Erkennung der Stärkesorten haben daher nur die Grenzwerthe Bedeutung, keineswegs einzelne Messungen oder Mittelwerthe.

Structur der Amylumkörner. Alle Stärkekörner erscheinen geschichtet, d. h. zusammengesetzt aus abwechselnden

[1]) Wiesner, J. „Mikroskopische Untersuchungen.“ Stuttgart 1872. *pag.* 55.

Lagen von weicherer und dichterer Substanz, die um einen organischen Mittelpunkt — Kern[1]) genannt — entweder concentrisch (Fig. 100 *a*) oder excentrisch (Fig. 99) gelagert sind, und die man auch in schwierigeren Fällen fast immer durch Chromsäure sichtbar machen kann[2]). Die weicheren Lagen zeigen unter dem Mikroskope eine röthliche, die dichteren eine bläuliche Färbung; stets ist das Korn nach Aussen von der dichtesten Substanzschichte begrenzt, während der Kern durch die weichste Substanz[3]) gebildet wird.

Fig. 99.



Vergrösserung 400. Stärkekörner aus der Knolle von *Solanum tuberosum*. *a* und *b* einfache, *c* und *d* zusammengesetzte Körner.

In der Regel sind die Schichten schroff von einander abgesetzt, und zeigen sich entweder als in sich zurücklaufende Linien (Samen von *Triticum* [Fig. 100 *a*], *Secale, Pisum,* sowie alle jungen Stärkekörner [Fig. 101, *2*]), oder sie keilen sich aus (Zwiebel von *Hyacinthus, Leucojum,* Rhizom von *Oxalis, Lathraea* etc. [Fig. 101, *7, 8*]). Nur in seltenen Fällen (Fig. 101, *2*) sind sie überall gleich dick (Samen von *Acanthus, Ervum lens*), in der Regel verschmelzen mehrere zu einer, oder es spaltet sich eine Schicht in mehrere, letzteres bei den dichten Schichten meist dort, wo sie dicker werden (Fig. 101, *7 d, 8 a*). Nicht selten kann sich durch Unregelmässigkeiten ihre Complication bis zu einem fast unentwirrbaren Chaos steigern (Fig. 101 *9*).

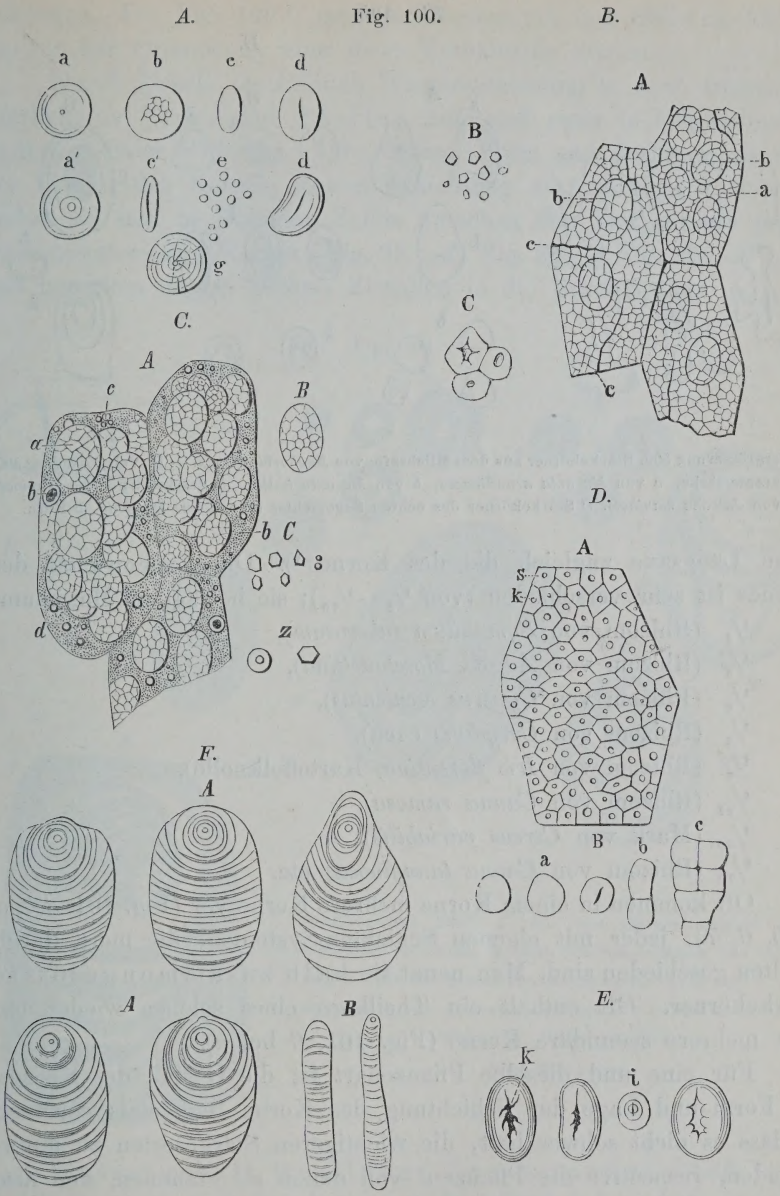
Der Kern selbst ist entweder kugelig und liegt dann fast immer excentrisch (Fig. 99), oder er ist linsenförmig oder länglich und liegt dann stets central (Fig. 100 *A, E*); in letzteren Fällen ist

[1]) Fritzsche, J. „Poggendorff's Annalen." 1834. XXXII. Nr. 9.

[2]) Weiss, A. und Wiesner J. „Botanische Zeitung." 1866. *pag.* 97.

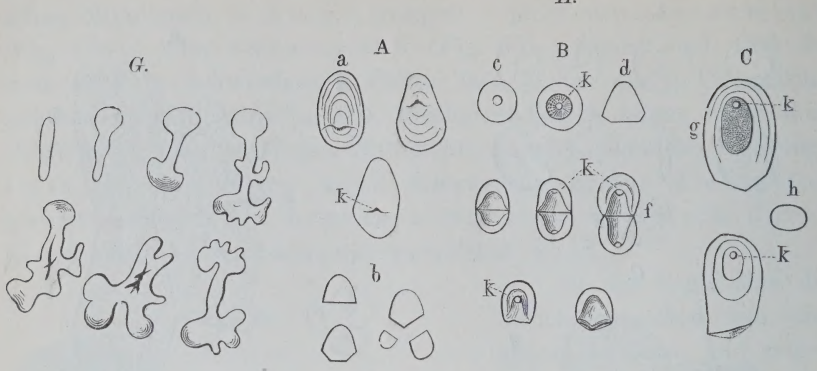
[3]) Niemals ist er eine mit Flüssigkeit gefüllte Höhlung (Schleiden), wohl aber bildet sich eine solche in der Regel bei Auflösung des Kornes. Ebenso entstehen durch locale, auf die Oberfläche beschränkte Auflösungen öfters grubenförmige Vertiefungen, die Hartig („Botanische Zeitung." 1855, *pag.* 908) irrthümlich als Porencanäle deutete.

Fig. 100.



Vergrösserungen: *A*, *B*, *C*, *D*, *E* und *F* 300. — *A*. Stärkekörner des Weizens. *a* bis *d* grosse, *e* kleine Körner, *g* grosses Korn nach Behandlung mit Chromsäure, *a*, *b* von der Fläche, *c*, *c'* von der Seite aus gesehene Körner, *b* Korn mit netzförmigen Eindrücken von den kleinen Körnern herrührend, *c' d* Körner mit spaltenförmigen, durch den Kern durchgehenden Rissen. — *B*. *A* Zellen aus dem Reiskorn, *a* unecht zusammengesetzte Stärke, *b* echt zusammengesetztes Stärkekorn, *c* Risse, durch Eintrocknung des Gewebes hervorgerufen. *B* einzelne Körner von *a* und *b*. *C* dieselben stärker (800mal) vergrössert. — *C*. *A* Stärkeführende Zellen aus dem Samen-Eiweiss des Hafers, *a* echt zusammengesetztes Stärkekorn, *b*, *c* einfache Stärkekörner, *d* Protoplasmareste; *B* zusammengesetztes Korn; *C* Theilkörner, *z* einfache Körner; *C* und *z* etwas stärker vergrössert. — *D*. *A* Stärkeführende Zelle aus dem hornigen Theile des Maiskornes, *s* einzelnes Stärkekorn, *k* Kern; *B*, *a* einfache, *b*, *c* echt zusammengesetzte Stärkekörner aus dem mehligen Theile des Maiskornes. — *E*. Stärkekörner aus dem Samen der Bohne (*Phaseolus vulgaris*), *i* unentwickeltes Korn, *k* Kern. — *F*. Stärkekörner von *Curcuma leucorrhiza* (ostindisches *Arrow-root*). *A* von der Fläche, *B* von der Seite gesehen.

Fig. 100.



G. Vergrösserung 500. Stärkekörner aus dem Milchsafte von *Euphorbia*-Arten. — *H.* Vergrösserung 300. *A* Marantastärke, *a* von *Maranta arundinacea*, *b* von *Maranta indica*. *B* Stärkekörner der *Tapiocca* (von *Jatroha manihot*). *C* Stärkekörner des echten Sagomehles (von *Sagus Rumphii*), *k* Kern.

seine Längsaxe zugleich die des Kornes [1]). Die Excentricität des Kernes ist sehr verschieden (von $^1/_2$—$^1/_{70}$); sie beträgt im Maximum:

$^1/_2$ (Rhizom von *Symphitum tuberosum*),
$^1/_3$ (Rhizom von *Adoxa Moschatellina*),
$^1/_4$ (Rhizom von *Cyperus esculentus*),
$^1/_5$ (Rhizom von *Corydalis cava*),
$^1/_6$ (Rhizom von *Iris florentina*, Kartoffelknolle),
$^1/_{22}$ (Rhizom von *Canna ramosa*),
$^1/_{50}$ (Mark von *Cereus variabilis*),
$^1/_{70}$ (Rhizom von *Canna lanuginosa*) etc.

Oft kommen in einem Korne mehrere Kerne vor (Fig. **101**, *3 b*, *c*, *4*, *5*, *6*, *7*), jeder mit eigenen Schichten-Systemen, die meist durch Spalten geschieden sind. Man nennt sie halb zusammengesetzte Stärkekörner. Oft enthält ein Theilkorn eines solchen wieder ein oder mehrere secundäre Kerne (Fig. **101**, *6* bei *a*).

Für eine und dieselbe Pflanzenart ist die Gestalt des Kernes, die Form und Lage der Schichtung des Kornes etc. stets constant, so dass es nicht schwer hält, die wichtigeren Stärkesorten zu unterscheiden, respective die Pflanzen, von denen sie stammen, und also auch die Fälschungen [2]) bei Stärkesorten, im Mehle etc. leicht zu

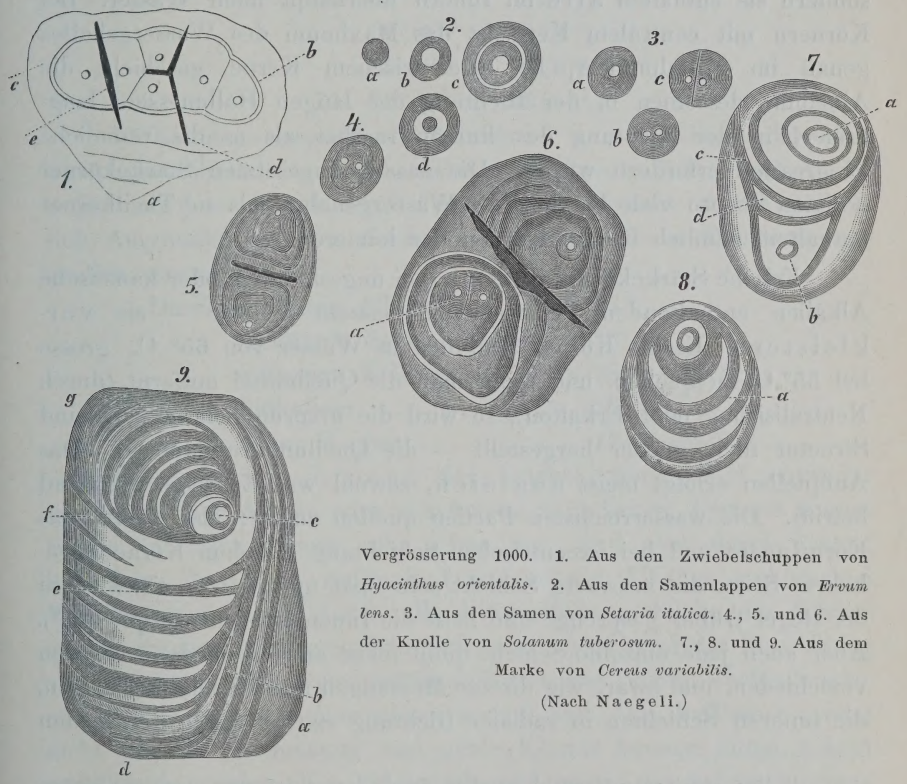
[1]) Berechnet auf den Mittelpunkt des Kornes und ausgedrückt durch das Verhältniss des langen und kurzen Radius.

[2]) Nach Wiesner („Einleitung in die techn. Mikroskopie", 1867, *p.* 212) wird Weizenstärke häufig durch Roggenstärke ganz oder theilweise ersetzt und mit dem Mehle von Roggen, Weizen, Gerste, Hafer, endlich mit der Stärke von Hülsenfrüchten und Mais verfälscht. Statt Kartoffelstärke wird Weizenstärke, statt

erkennen. Die Fig. 100 [1]) mag im Vereine mit den früheren Abbildungen zur Orientirung über diese Verhältnisse dienen.

Durch Druck, Quellmittel, Wasserentziehung u. s. w. treten im Stärkekorne Risse und Spalten auf, und zwar in longitudinaler und in radialer Richtung. Ihre Grösse, Form und Richtung ist von der Gestalt des Kornes, dessen Schichtung etc. abhängig. Normal finden sie sich in lebenden Zellen zwischen den Theilkörnern jedes zusammengesetzten Kornes (Fig. 99 *c*, *d*; Fig. 98, 7; Fig. 101, *1*, *5*, *6*) und bewirken dessen leichtes Zerfallen in die Bruchkörner.

Fig. 101.



Vergrösserung 1000. 1. Aus den Zwiebelschuppen von *Hyacinthus orientalis*. 2. Aus den Samenlappen von *Ervum lens*. 3. Aus den Samen von *Setaria italica*. 4., 5. und 6. Aus der Knolle von *Solanum tuberosum*. 7., 8. und 9. Aus dem Marke von *Cereus variabilis*.

(Nach Naegeli.)

Wassergehalt, Quellungs-Erscheinungen und Löslichkeit der Amylumkörner. Die Stärkesubstanz ist ausser-

---

Reisstärke wird Weizen- oder Roggenstärke verkauft. Ostindisches *Arrow-root* (*Curcuma leucorrhiza*) wird durch Kartoffelstärke, westindisches (*Maranta arundinacea*) durch Weizenstärke und Cassavemehl (*Jatropha Manihot*) verfälscht. Weizen- und Kartoffelstärke werden auch vielfach durch Gyps, kohlensauren Kalk und Schwerspath verunreinigt in Handel gebracht.

[1]) Nach Wiesner. *l. c. pag.* 202 ff.

ordentlich wasserreich[1]). Durchschnittlich beträgt bei frischen Amylumkörnern das Wasser $^2/_5$—$^1/_2$ ihres Gesammtgewichtes, in lufttrockenem Zustande noch immer $^1/_5$[2]).

Wie bei der Zellhaut (S. 38) wird auch bei den Stärkekörnern die Schichtung durch einen verschiedenen Wassergehalt der verschiedenen Stellen hervorgebracht, wie das Verschwinden der Schichten beim Austrocknen etc. erweist. Von der Oberfläche des Kornes nimmt der Wassergehalt nach dessen Innerem beständig zu, und zwar werden nicht nur die dichten Schichten nach Aussen hin, die weichen nach Innen hin immer mächtiger, sondern sie enthalten alle im Innern überhaupt mehr Wasser. Bei Körnern mit centralem Kern ist das Maximum des Wassergehaltes genau im Mittelpunkte, bei excentrischem Kerne geschieht die Abnahme desselben in der Richtung des langen Halbmessers langsamer, in der Richtung des kurzen rascher als es die räumliche Progression erfordern würde. Die zusammengesetzten Stärkekörner besitzen ebenso viele Maxima des Wassergehaltes, als sie Theilkörner enthalten, nämlich in den Kernen der letzteren.

Frische Stärkekörner quellen von ungesäuertem oder kaustische Alkalien enthaltendem, ebenso von heissem Wasser — sie verkleistern. Kleine Körner beginnen in Wasser von 65° C., grosse bei 55° C. zu quellen, und wenn man die Quellmittel entfernt (durch Neutralisirung oder Erkalten), so wird die ursprüngliche Grösse und Structur nicht wieder hergestellt — die Quellung ist dauernd. Das Aufquellen erfolgt meist ungleich, sowohl was Zeitfolge als Grad betrifft. Die wasserreichsten Partien quellen zuerst; also zuerst das Korn-Innere und bei excentrischer Schichtung die dem Kerne abgekehrte Seite, die äusserste Schicht sehr spät und wenig, sie wird in der Regel früher gesprengt und lässt die Innenmasse hervorquellen[3]). Aber auch jede einzelne Schicht quillt meist an verschiedenen Stellen verschieden, und zwar, wie directe Messungen und Rissbildung zeigen, die inneren Schichten in radialer Richtung stärker als in den beiden

---

[1]) Das specifische Gewicht frischer Stärkekörner ist etwa 1·4, sie sinken daher im Wasser unter. Nach Flückiger („Pharmacognosie", *pag.* 711) beträgt das specifische Gewicht der Maranta-Stärke lufttrocken 1·504, völlig getrocknet 1·565; das der Kartoffelstärke lufttrocken 1·500, ganz getrocknet 1·633.

[2]) Getrocknete Körner nehmen befeuchtet nicht mehr so viel Wasser auf, als sie frisch enthielten — genau wie die Zellhaut.

[3]) Diese äusserste dichte Schicht (Hülle) beträgt nach W. Naegeli (*l. c. pag.* 96) 2—5% der Körner, färbt sich durch Jod schwach rothgelb oder bräunlich, durch Jod und Schwefelsäure fast rein blau (Cellulose); sie enthält nach Abzug der Asche 44·42 *C* und 6·48 *H*.

Dimensionen der Fläche, die äusseren dagegen mehr in die Fläche als in die Dicke, und zwischen beiden befindet sich eine in allen Dimensionen gleich quellende Schicht — Indifferenz-Schicht — die bald nahe der Peripherie, bald nahe dem Centrum liegt. In Kalilösung quillt Kartoffelstärke im Volum auf das 27—150fache, enthält dann 98—99½ % Flüssigkeit, also nur ½—2% Substanz; im Wasser erfolgt die Quellung, sobald die Temperatur desselben über 54° C. steigt, und zwar ergibt sich nach Payen[1]) für Kartoffelstärke eine Zunahme des Volums bei Wasser von

54° C.	um	0%
56—57° C.	„	29%
60° C.	„	142%
65° C.	„	610%
70—72° C.	„	1255%.

In Kalilauge gequollene Stärkekörner contrahiren sich sehr, wenn man ihnen das Kali entzieht oder neutralisirt; noch mehr, wenn man ihnen (mit Alkohol) direct Wasser entzieht. So contrahirten sich Amylumkörner von *Euphorbia Lathyris*, die in Kalilösung gequollen waren:

Durch absoluten Alkohol	um	43%,
„ verdünnte Schwefelsäure.	„	33·4%,
„ wässerige Jodlösung.....	„	28·8—39·2%,
„ Jodkalium	„	28·5%,
„ reines Wasser.....	„	17·5—21·7%.

Eine wirkliche Lösung der Stärkekörner erfolgt entweder von Innen nach Aussen oder von Aussen nach Innen. Ersteres kommt in der lebenden Pflanze sehr selten vor, wird aber durch Rösten, kochendes Wasser[2]), verdünnte Lösungen von Alkalien und starken Mineralsäuren, sowie durch alle Flüssigkeiten, welche die Körner quellen machen, hervorgebracht; letzteres erfolgt unter der Einwirkung von Fermenten, Pilzen, concentrirten Säuren und Proteïn-Verbindungen, und tritt in lebenden Gewächsen normal auf. Die Auflösung erfolgt nicht überall gleichmässig und ovale Körner können dabei zuletzt nadelförmig werden (Fig. 102), doch wird immer die weiche Substanz

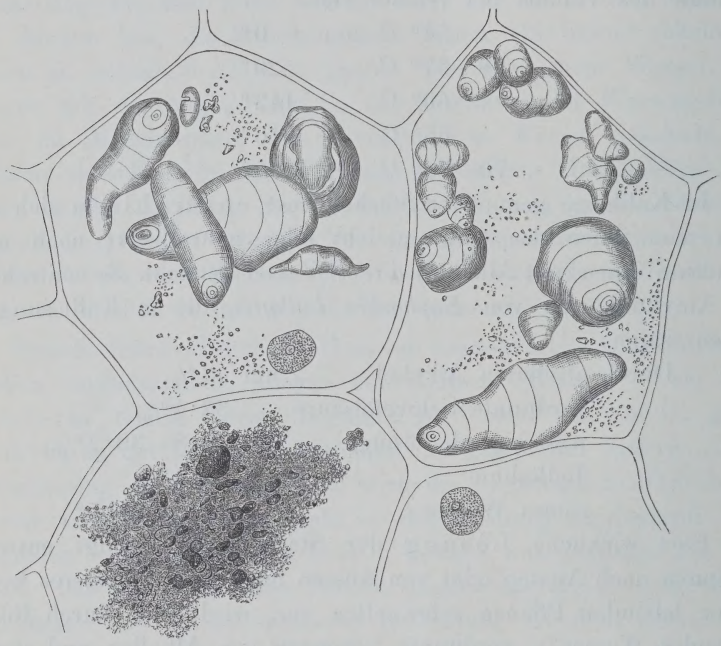
[1]) *l. c. pag.* 49.

[2]) Das Mehligwerden der Kartoffeln beim Kochen beruht, wie schon Meyen angibt, darauf, dass die Zellen des Gewebes der Knolle zerfallen; wir haben da auf der Zunge die isolirten kugeligen oder ovalen Zellen, die zwar mit Flüssigkeit gefüllt sind, von der wir aber nichts spüren, weil sie eingeschlossen ist. Dasselbe gilt für mehlige Früchte. Bei seifigen Kartoffeln oder fleischigen Früchten erfolgt ein solches Zerfallen in die Einzelzellen nicht, dieselben bleiben vereinigt, müssen daher beim Kauen zerrissen werden und entlassen da ihre Zellflüssigkeit.

schneller gelöst als die dichte. Beim Rösten bildet sich im Innern der Stärkekörner meist eine Gasblase, die beim Ausdehnen mit einem Drucke von vielen hundert Atmosphären auf die äusserste, resistente Schicht drücken kann, ehe sie berstet.

Aus ihren Lösungen wird die Stärke stets amorph (nicht doppeltbrechend) ausgeschieden durch Jod als Jodstärke in winzig kleinen Partikelchen.

Fig. 102.



Vergrösserung 400. In allmäliger Auflösung begriffene Stärkekörner aus einer faulenden Kartoffel.

Kaltes Wasser löst die Stärke nicht; sie wird darin nur löslich, wenn eine Quellung derselben vorausgeht, die allerdings bereits beim Schneiden mit dem Messer erfolgt [1]). Je stärker dabei die Quellung war, desto mehr Stärkesubstanz geht in Lösung über.

In allen diesen Fällen (Malzen der Gerste bei der Bierbereitung, Lösung der Stärke beim Keimen) wird die Stärke durch Dextrin hindurch nach und nach vollständig in Zucker verwandelt [2]), da das Dextrin — freilich langsam — auch in Zucker übergeht [3]).

---

[1]) Wie Knop („Chemisches Centralblatt", 1860, V. *pag.* 367) zuerst richtig hervorhob, in Folge der beim Reiben und Schneiden auftretenden erhöhten Temperatur.

[2]) Früher mehlige Samen, schmecken beim Keimen süss etc.

[3]) W. Naegeli nennt die bei Behandlung von Stärke mit verdünnten Säuren zuerst in Lösung gehende Substanz Amylodextrin. Es steht in der Mitte zwischen

So enthielten, mit verdünnter Schwefelsäure behandelt, 100 Theile Trockensubstanz von Kartoffelstärke [1]):

nach	32	Tagen	32·5	Zucker	und	67·5	Dextrin,	oder	auf	1	Zucker	treffen	2·07	Dextrin
„	115	„	68	„	„	32	„	„	„	1	„	„	0·47	„
„	240	„	66	„	„	34	„	„	„	1	„	„	0·52	„
„	720	„	84	„	„	16	„	„	„	1	„	„	0·19	„

Stärke, Amylodextrin und Dextrin haben für sich kein diasmotisches Vermögen, wohl aber gehen sie (wenigstens die zwei letzteren) zugleich mit diffundirenden Stoffen durch die Zellhaut. Es kann demnach in Pflanzenzellen die löslich gemachte Stärke im Gewebe durch die Membranen hindurch weiter wandern. Aus ihren Lösungen sind alle drei fällbar durch Alkohol; die Stärke am leichtesten, Dextrin am schwersten; Barytwasser fällt die Stärke leicht, Amylodextrin nur sehr schwer, Dextrin gar nicht und Gerbsäure oder Bleiessig nur die Stärke.

Chemische Beschaffenheit und optisches Verhalten. Die Stärke besteht aus *C*, *H*, *O*, und zwar Wasserstoff und Sauerstoff in Wasser bildendem Verhältnisse; sie ist demnach ein Kohlenhydrat, ausdrückbar durch die Formel: $C_6 H_{10} O_5$ (Payen) oder $C_{36} H_{62} O_{31}$ (W. Naegeli)[2]). Genau dieselbe Zusammensetzung haben auch Amylodextrin und Dextrin.

Die chemische Analyse ergab als Gehalt an *C*, *H* und *O* für die Stärkekörner von

	Weizen											
	bei 100° getrocknet					bei 140° C. getrocknet	bei 160° C. getrocknet	luft-trocken	im Vacuum getrocknet			
	Gay-Lussac und Thenard	Fr. Marcet	Mulder	Guérin-Varry	Payen	Mulder	W. Prout	W. Prout	Blondeau de Carolles	Berzelius	Th. de Saussure	
C	43·55	43·7	43·86	43·64	43·81	44·47	44·0	37·50	39·9	43·481	45·39	
O	49·68	49·7	49·86	50·10	50·09	49·25	49·8	55·56	53·6	49·455	48·31	
H	6·77	6·7	6·28	6·26	6·10	6·28	6·2	6·94	6·5	7·064	5·90	

Stärke und Dextrin, und geht bald in Dextrin und Zucker über, krystallisirt beim Abdampfen oder Gefrieren in Scheibchen, beim frischen Fällen mit Alkohol in Nadeln, die sich bereits in kaltem Wasser leicht lösen, während es sonst in kaltem Wasser fast gar nicht, in solchem von 60° dagegen sehr leicht löslich ist. Ueber die Darstellung des Amylodextrins etc. vergleiche W. Naegeli's treffliche Arbeit: „Beiträge zur näheren Kenntniss der Stärkegruppe", 1874, *pag.* 2 ff.

[1]) W. Naegeli. *l. c. pag.* 12.

[2]) Bei 100° C. getrocknet.

	Kartoffelknolle						Arrow-root	
	bei 100° C. getrocknet	bei 120° C. getrocknet	bei 130° C. (?)	Auf einem Stubenofen getrocknet	luft-trocken (?)	luft-trocken (?)	bei 100° C. getrocknet	bei 140° C. getrocknet
	Berzelius	W. Naegeli	Jacquelin	Brunner	Collard de Martigny	R. Herrmann	W. Prout	Payen
C	44·250	43·94	44·77	44·09	43·564	37·60	44·40	45·03
O	49·076	49·68	48·86	49·43	49·668	55·76	49·42	48.60
H	6·674	6·38	6·37	6·48	6·768	6·64	6·18	6·37

Nach Strecker und Ortigosa besteht das Amylum von

	C	*O*	*H*
Erbsen	44·33	49·09	6·57
Linsen	44·66	49·00	6·54
Bohnen	44·16	49·15	6·96
Haide	44·23	49·37	6·40
Mais	44·27	49·06	6·67
Rosskastanien	44·44	49·08	6·47
Weizen	44·26	49·04	6·70
Roggen	44·11	49·20	6·64
Reis	44.69	49·95	6·36
Dahlienwurzel	44·13	49·31	6·56
Yamswurzel	44·2	49·3	6·5
unreifen Aepfeln	44·10	49·33	6·57
„ Birnen	44·14	49·11	6·75.

An Asche gibt Jacquelin 0·34% (bei 130° C.), Wolf 0·2115%, W. Naegeli 0·62% (bei 120° C.) an (für Kartoffelstärke).

Die Stärkesubstanz tritt im Stärkekorne in zwei Modificationen auf, und zwar in zwei isomeren chemischen Verbindungen (Kohlenhydraten), die in inniger Durchdringung an jedem Punkte des Stärkekornes vorhanden sind, und die man leicht von einander trennen kann. Die eine derselben, von Naegeli Granulose genannt, ist durch Speichel bei 45—55° C.[1]), sowie durch Kochsalzlösung mit 1% Salzsäure, desgleichen durch Chromsäure[2]) ausziehbar, und charakterisirt durch ihre Blaufärbung durch

[1]) Kartoffelstärke bei 40—47° C.; Cannastärke bei 35—40° C. (langsam), bei 50—55° C. in wenig Stunden.

[2]) Weiss, A. und Wiesner, J. in „Bot. Ztg." 1866. *pag.* 97 ff.

Jod. Die andere nach der Granulose-Extraction zurückbleibende Substanz löst sich dagegen in Kupferoxyd-Ammoniak [1]), wird durch Jod nur gelb gefärbt und zeigt alle Eigenschaften der Cellulose, wesshalb man sie auch Stärke-Cellulose oder Cellulose kurzweg genannt hat.

Bei Extrahiren sowohl der Granulose wie der Stärke-Cellulose wird die Structur, Form und Grösse der Stärkekörner nicht geändert, auch wenn dabei schon fast Alles in Lösung gegangen ist. So hatten, nach W. Naegeli [2]), der zugleich den Gang der allmäligen Extraction zeigte, 100 Gramm Kartoffelstärke (Trockensubstanz) bei Behandlung mit verdünnter Schwefelsäure abgenommen:

nach 36 Tagen um 38·5 %,
„ 115 „ „ 70·45 %,
„ 240 „ „ 82·80 %,
„ 720 „ „ 94·00 %,

und doch zeigten die Körner noch immer so ziemlich die ursprüngliche Grösse und Schichtung. Es können daher die Granulose und Cellulose im Stärkekorne nicht nebeneinander, sondern nur ineinander gelagert sein. Die Stärke-Cellulose ist meist nur in geringen Mengen vorhanden; selten $^1/_8$, in einem einzigen Falle $^1/_2$ der ganzen Substanz ausmachend [3]), alles Uebrige ist Granulose, daher denn auch in der Regel die Stärkekörner durch Jodlösung *in toto* blau gefärbt werden. Die dichten Schichten enthalten die Cellulose stets reichlicher als die weicheren, die äusseren mehr davon als die inneren.

Das oben erwähnte Verhalten der Stärke gegen Jod — die sogenannte Jodreaction derselben [4]) — ist in hohem Grade wichtig und instructiv. Man thut, um sie rein zu erzielen, am besten, das Jod in fester Form anzuwenden, und zwar Jodkrystalle, die man in das Wasser, worin das Präparat sich befindet, legt. Eine solche wässrige Lösung ist, selbst concentrirt, sehr wenig gefärbt, während die alkoholische durch ihre intensive Färbung, sowie durch Jodwasserstoffsäure etc. sehr oft den Farbenton der Reaction total verändern kann. Je stärker nun in einem Amylumkorne der Gehalt an Granulose ist, desto reiner indigblau wird es von Jod gefärbt, und zwar besonders die weicheren inneren Schichten; die äusseren färben sich stets später und meist violett; der nach Ausziehen mit Speichel und Säuren verbleibende Rest gelb. Wir haben also in der

---

[1]) Dieselben in „Sitzungsber. der Wiener Akad." 1862. Bd. 46, *pag.* 311 ff.

[2]) *l. c. pag.* 8.

[3]) Die Stärkekörner im Samenmantel von *Chelidonium majus* enthalten vielleicht mehr Cellulose als Granulose.

[4]) Von Stromeyer entdeckt.

Stärke drei Bestandtheile, die sich durch Jod entweder blau oder violett oder gelb färben [1]), und zwar hat der erste zum Jod die grösste Verwandtschaft [2]), der letzte die schwächste, auch kann er durch Kochen in den blauen übergeführt werden [3]). Da Jodverbindungen (Jodwasserstoffsäure [4]), Jodkalium etc.) das Blau der Jodreaction gegen Roth und Gelb hin verändern, und zwar um so stärker, je mehr ihre Menge die des freien Jod überwiegt, hat man bei der Behandlung mit Jod äusserst vorsichtig zu verfahren.

Durch Jod gebläuter Stärkekleister entfärbt sich beim Erwärmen, und zwar um so rascher und bei um so niederer Temperatur, je verdünnter die Lösung ist; die Farbe kehrt aber beim Abkühlen wieder [5]). Trockener Jodstärke entweicht sie selbst nach Jahren nicht, feuchter sehr bald. Ueberhaupt färbt Jod die Stärke nur, wenn es mit Wasser in sie hineingetragen wird. Trockene Stärke, mit Jod in absolutem Alkohol gelöst, übergossen, färbt sich nicht. Amylodextrin färbt sich in festem (krystallisirtem) Zustande durch Jod nicht, seine Lösungen werden aber davon violett oder roth gefärbt und Amylodextrin daraus blau gefällt.

Wie erwähnt, hat der durch Jod sich blau färbende Theil der Stärke (Granulose) zu Jod die grösste Verwandtschaft. Von ihm geht eine Reihe durch die violette und rothe Modification der Stärke zu der sich gelb oder fast gar nicht färbenden, nämlich der sogenannten Amylo-Cellulose. Die Lösungen geben eine ähnliche Reihe: Stärkelösung, die sich blau, Amylodextrin-Lösung, die violett und roth, und Dextrinlösung, die gelb bis braun sich färbt.

Farbstoffe vermögen in unveränderte Stärkekörner nicht einzudringen, dagegen färben sie gequollene (verkleisterte) Stärke sofort. Amylodextrin wird durch sie unter keinen Umständen gefärbt.

---

[1]) Kartoffelstärke enthält z. B. vorzüglich den blauen und gelben, sehr wenig vom violetten Bestandtheil; Weizenstärke keinen oder äusserst wenig vom blauen, wenig gelb, aber viel violett u. s. w.

[2]) Daher entzieht Kartoffelstärke der Weizenstärke das Jod, sie wird farblos, während letztere sich bläut.

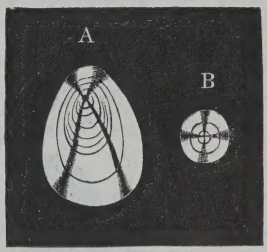
[3]) Daher wird Stärkelösung durch Jod stets zuerst blau gefärbt.

[4]) Sie bildet sich in alten, wässerigen und alkoholischen Jodlösungen, sowie an der Oberfläche älterer Jodkrystalle; es empfiehlt sich also, die Jodsplitter zuerst mit Wasser abzuwaschen, ehe man sie unter das Deckglas bringt.

[5]) Warmes Wasser nimmt mehr Jod auf als kaltes, entreisst es also beim Erwärmen dem Kleister. Ueberhaupt muss bei jeder Temperatur eine bestimmte Menge Jod im Wasser sein, ehe Färbung des Amylums eintritt, und je tiefer jene, um so geringer kann diese sein, daher denn auch die Jodreaction auf Stärke um so empfindlicher ist, eine je tiefere Temperatur die Flüssigkeit besitzt. („Zeitschrift f. analyt. Chem." 1862. I. *pag.* 84.)

Was das optische Verhalten anbelangt, so sind alle Stärkekörner stark lichtbrechend [1]), aber anfangs (in jugendlichem Zustande) isotrop; sie werden aber doppeltbrechend [2]), sowie sie über 4 μ gross geworden sind [3]). Sie zeigen im Polarisations-Mikroskope ein schwarzes Kreuz (Fig. 103), dessen Kreuzungspunkt stets die Lage des Kernes anzeigt. Man kann daher den Ort, wo er sich befindet, aus dem optischen Verhalten erschliessen, auch wenn es nicht gelingt, ihn durch andere Mittel sichtbar zu machen. Gequollene Stärkekörner verlieren ihre Doppelbrechung, dessgleichen wenn sie (durch Rösten) in Dextrin umgewandelt sind, dagegen ändert eine starke Compression gar nichts an ihrer optischen Reaction; ein klarer Beweis, dass bei organischen Substanzen nicht Spannungszustände es sind, welche — wie etwa bei gepresstem Glase — die Doppelbrechung derselben hervorrufen. Stärkelösung [4]) dreht die Ebene des polarisirten Lichtes nach rechts, und zwar ist ihr moleculares Rotationsvermögen nach W. Naegeli 198°.

Fig. 103.



Stärke im polarisirten Lichte. *A* Kartoffel-, *B* Weizen-Stärkekorn.

Entstehung und Wachsthum der Stärkekörner. Die Amylumkörner entstehen im Protoplasma und wachsen nur so lange, als und an jenen Stellen, wo sie mit demselben in Berührung stehen. Sie treten auf als unmessbar kleine, anfangs isotrope, bald aber stark doppeltbrechende Körnchen, die, so verschieden auch ihre spätere Form sein mag, anfangs immer reine Kugelgestalt zeigen. Ihr Wachsthum erfolgt wie das der Zellhaut, durch Intussusception [5]); ihre Substanz ist anfangs homogen und dicht

[1]) Der Brechungs-Index von Canna-Stärke ist beispielsweise 1·507.

[2]) Die Polarisations-Ebene der aus dem Amylumkorne austretenden extraordinären Strahlen steht senkrecht auf der Schichtung, die der ordinären parallel derselben.

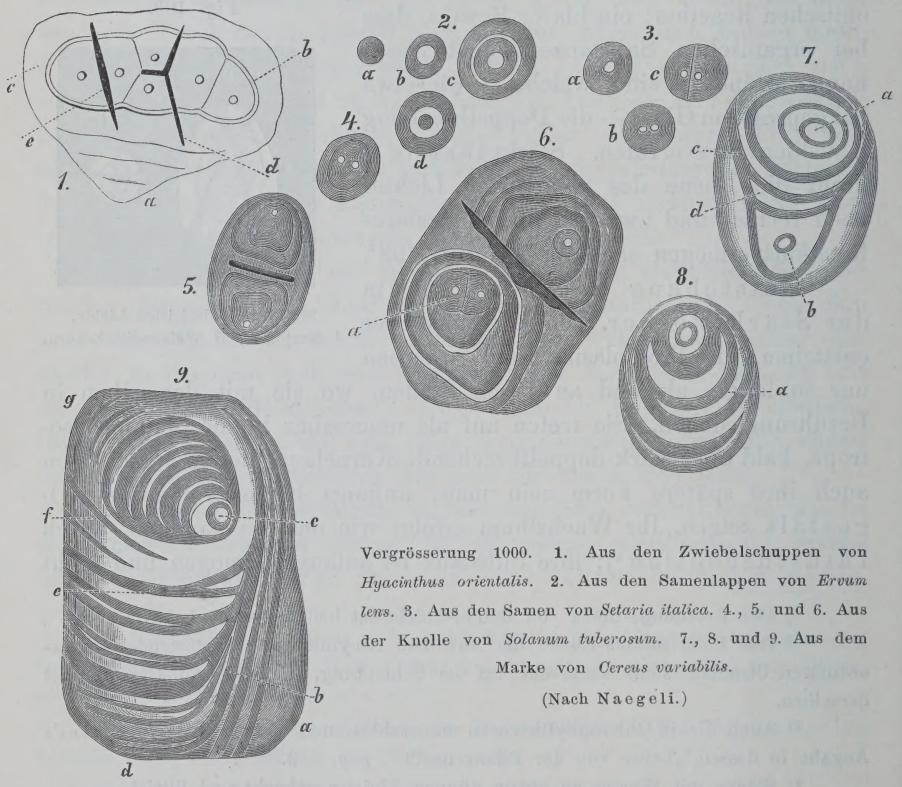
[3]) Auch die in Chlorophyllkörnern eingeschlossenen, entgegen Hofmeister's Angabe in dessen „Lehre von der Pflanzenzelle", *pag.* 389.

[4]) Stärke mit Wasser zu einem dünnen Kleister gekocht und filtrirt.

[5]) Würden sie sich durch Anlagerung von Aussen (Apposition) bilden, so müssten innere Schichten des entwickelten Zustandes mit gleich grossen jungen Körnern identisch sein in Form, Structur und Substanz. Nun sind aber, abgesehen von Form und Structur, ganz kleine Körner ausnahmslos nur aus dichter Substanz gebildet, der Kern und die innersten Schichten erwachsener ausnahmslos aus der weichsten Substanz. Ferner müssten kleinere Körner bald von einer weichen, bald von einer dichten Schicht nach Aussen begrenzt sein; es liegt aber in keinem Entwicklungsstadium jemals eine weiche Schicht an der Oberfläche, sondern das wachsende Korn hat immer eine dichte Rinde. Auch machen quellende Mittel die

(Fig. 104, *2 a*), und wird erst später durch Structur-Veränderungen geschichtet (Fig. 104, *2 b, c*). Die äusserste (dichteste) Schicht zeigt stets das geringste Wachsthum, Kern und die weichen Schichten das stärkste. Die zusammengesetzten Körner bilden sich durch Theilung von einfachen; zuerst treten statt des einen Kernes (Fig. 104, *3 a*) deren zwei auf (Fig. 104, *3 b*), dann bildet sich zwischen ihnen eine trennende Spalte (Fig. 104, *3 c, 5*) und jeder der neuen Kerne wächst zu einem Theilkorne aus, in welchem früher oder später sich der nämliche Process wiederholen kann (Fig. 104, *6 a*).

Fig. 104.



Vergrösserung 1000. 1. Aus den Zwiebelschuppen von *Hyacinthus orientalis*. 2. Aus den Samenlappen von *Ervum lens*. 3. Aus den Samen von *Setaria italica*. 4., 5. und 6. Aus der Knolle von *Solanum tuberosum*. 7., 8. und 9. Aus dem Marke von *Cereus variabilis*.

(Nach Naegeli.)

Auch das Wachsthum der Theilkörner ist im Innern am stärksten, oft mehrere hundertmale stärker wie das der äusseren Schichten.

Die kleinsten Körner sind durch und durch dicht (Fig. 104, *2 a*); später tritt im Centrum ein weicher, röthlicher Kern auf (Fig. 104, *2 b*), zuerst als Punkt und sich immer mehr vergrössernd, indess die

innere Substanz quellen und lösen sie, wenn sie bei gleicher Einwirkung kleine Körner noch gar nicht angreifen; sodann widerspricht auch der Schichtenverlauf der Theilkörner einem Wachsthume durch Apposition.

umgebende dichtere Substanz sich nicht merklich verdickt. Hat der Kern eine gewisse Grösse erreicht, so theilt er sich in einen neuen sphärischen Kern und in eine mittlere dichte und eine äussere weiche Schicht (Fig. 104, *2 c*), seltener wird in ihm ein kleiner kugeliger dichter Kern eingelagert (Fig. 104, *2 d*), in welchem sehr bald wieder ein weicher auftritt (Fig. 104, *2 e*). Die Schichten selbst spalten sich, wenn sie zu einer gewissen Dicke herangewachsen sind, nun wieder concentrisch; in der Regel eine dichte in zwei Blätter, zwischen denen eine weiche Schicht auftritt (Fig. 104, *7 d*, *8 a*), die rasch zu einer beträchtlichen Dicke heranwächst, während die beiden angrenzenden dichten nur wenig mächtiger werden. Seltener zerfällt eine weiche Schicht durch Bildung einer dichten in ihrer Mitte (Fig. 104, *9* bei *g*). Ausserdem findet eine Verdichtung der Substanz im Ganzen statt, und so erscheint nach und nach das Korn in seiner Totalität geschichtet, wobei das lebhafteste Wachsthum in der wasserreichsten, leichtest löslichen, am meisten Granulose enthaltenden Substanz stattfand.

Die anfangs kugelschaligen Schichten wachsen später oft auf der einen Seite stärker in die Dicke und spalten sich daselbst häufiger (Fig. 104, *7*, *9*), und diese Ungleichheit kann so weit gehen, dass eine Schicht am kurzen Radius des Kornes ungetheilt bleibt und sich nicht wahrnehmbar verdickt, während sie auf der entgegengesetzten Seite das 160fache der ursprünglichen Mächtigkeit erreicht[1]) und daselbst in einen Complex von zahlreichen Blättern sich verwandelt. Dadurch wird nun auch das früher runde Korn seine Gestalt ändern und eiförmig werden, der centrale Kern excentrisch u. s. w.

Zunächst um's Schichtencentrum sind die Schichten nach allen Richtungen gleich, daher der Kern fortwährend kugelig bleibt und nie anders als concentrisch sich theilt. Die Ungleichmässigkeit des Wachsthums in den Schichten steigert sich, je weiter dieselben vom Kerne entfernt sind und in um so stärkerer Progression, je excentrischer er liegt. Auch ist sein Wachsthum, sowie das der ihn unmittelbar umgebenden Substanz um so geringer, je excentrischer seine Lage; desto seltener sieht man also in ihm concentrische Theilung, desto seltener entstehen auch aus demselben Theilkörner (*Solanum*

[1]) Nach Naegeli sind die grössten Stärkekörner im Rhizom von *Canna lagunensis* 170 μ lang; ihr kurzer Radius = 2·4 μ, ihr langer = 168·6 μ. Die kleinsten, noch völlig concentrisch gebauten sind 3 μ gross, mit einem Kerne von 1 μ Durchmesser, ihr Radius als 1·5 μ. — Es hat also da der kleine Radius von 1·5 μ bis 2·4 μ, der grosse von 1·5 μ auf 168·6 μ zugenommen, also 185mal mehr als jener.

tuberosum und *Canna*-Arten gegenüber *Aesculus* [Samen] und *Cereus* [Mark]). Ist der Kern central, so stellt er das einzige Maximum des Wachsthums im Korne dar.

In der Regel verdicken sich sämmtliche Schichten genau nach der gleichen Richtung (Fig. 99), häufig erfolgt aber ein- oder mehrmals eine sprungweise Aenderung und das Korn besteht dann aus verschiedenen in einander geschachtelten Schichtencomplexen, die oft an diametral gegenüberliegenden Punkten verdickt sein können (Fig. 104, *9*), wo *a b*, *e d*, *f* und *c g* die successiven Verdickungsradien bezeichnen.

Die halbzusammengesetzten Stärkekörner (Fig. 99, *c*, *d* und Fig. 101, *1*, *5*, *6*) entstehen dadurch, dass in einem einfachen Korne zunächst zwei Kerne auftreten (Fig. 104, *4*), deren jeder sich wie ein einfaches Korn verhält und durch wiederholte Spaltung sich schichtet (Fig. 104, *5*, *6*); es können da durch Theilung ihres Kernes sich 30—40 Theilkörner bilden; die sie trennende Spalte beschränkt sich anfangs auf die Substanz des gemeinsamen Kernes (Fig. 104, *5*), später durchbricht sie die weiteren, oft auch einen Theil der angrenzenden gemeinsamen Schichten (Fig. 104, *1*, *6*) und kann sich bis zur Kernoberfläche fortsetzen (Fig. 99 *c*). Nur selten entsteht ein neuer Kern zwischen den Schichten, und zwar meist den äusseren (Fig. 104, 7 bei *b*). Die Theilkörner bilden sich zu der nämlichen Form aus und wachsen auch ebenso wie die einfachen; bei excentrischem Kerne wachsen sie auf der nach Innen gekehrten Seite stärker, ihr kurzer Radius sieht nach der Peripherie (Fig. 99 *c*, *d* und Fig. 104, *5*). Stets ist das Wachsthum im Centrum des halbzusammengesetzten Stärkekornes am grössten; liegen daher die Theilkörner in der Mitte, so wachsen sie (oft viele hundertmale) stärker als das übrige Korn; je excentrischer sie liegen, desto mehr werden sie dagegen vom Wachsthume des Kornes selbst übertroffen. Durch den Druck der wachsenden Theilkörner werden später oft die gemeinsamen Schichten verschoben und folgen dann mehr der Oberfläche derselben, zwischen den einzelnen Theilkörnern einspringende Winkel bildend.

Die zusammengesetzten Stärkekörner entstehen, wenn die Bildung der Theilkörner sehr früh erfolgt, so dass die umhüllende Substanz von der Spalte vollständig durchbrochen wird oder ganz zu mangeln scheint. Die Theilung geschieht, indem entweder: 1. statt des einen Kernes zwei neue auftreten (Fig. 104, *3 b*), und dazwischen eine Spalte sichtbar wird, die das Korn halbirt (Fig. 104, *3 c*) oder 2. indem sich zwischen die äussersten Schichten ein neuer Kern einlagert (Fig. 107, 7 bei *b*), der sammt der ihn bedeckenden

Substanz als kleines Theilkorn abgeschnitten wird[1]) (Fig. 98, *6 a, b*), wobei man meist bloss die Spaltenbildung wahrnimmt.

Beides kann sich häufig wiederholen und auch zusammen vorkommen (Fig. 98, *6 a, b* und *c*). Auf die erste Art bilden sich wohl alle zusammengesetzten Stärkekörner mit gleich grossen Theilkörnern (Fig. 98, *1, 2, 3*), auf die zweite die mit ungleich grossen (Fig. 104, *6, 7*). Die Theilkörner selbst wachsen wie die einfachen, aus denen sie entstanden; die Richtung der Spalten u. s. w. ist nach Lage des Kernes etc. sehr verschieden[2]). Die Theilungen können sich entweder rasch wiederholen und dann für immer aufhören, worauf die Theilkörner sich vergrössern, oder die Theilungen wiederholen sich langsam bis zur Ausbildung des Kornes. Die Zeit der Theilung können wir als Periode der Anlage, die Zeit der Vergrösserung der Theilkörner als die der Ausbildung bezeichnen. In Pflanzentheilen nun, wo fortwährend neue Stärkekörner entstehen, ergreift bei manchen Gewächsen die Theilung alle Körner der ersten Periode und wiederholt sich regelmässig, sie nimmt aber nach und nach ab und ruht ganz in der zweiten, während welcher bloss die Ausdehnung der Theilkörner thätig ist. Bei solchen Pflanzen (Samen von *Chenopodeen, Gramineen, Caryophylleen*) sind daher alle grösseren (älteren) Stärkekörner zusammengesetzt, die kleinsten Körner aber sind einfach. Bei anderen Pflanzen (Kartoffelknolle, *Canna*-Rhizom) findet in der ersten Periode gar keine Theilung statt, und trifft in der zweiten beliebige Körner. Desswegen sind da alle grösseren Körner einfach oder höchstens halb zusammengesetzt, die kleinen aber zusammengesetzt. Uebrigens gibt es zwischen zusammengesetzten und halb zusammengesetzten Stärkekörnern alle möglichen Uebergänge.

Aus den eben betrachteten Erscheinungen der Quellung und des Wachsthums der Amylumkörner hat Naegeli[3]) in scharfsinnigster Weise eine Theorie der Wachsthums-Ursachen abgeleitet. Da nämlich sowohl Quellung als Wachsthum, wie wir gesehen, stets in concentrischer oder in radialer Richtung erfolgen, müssen nothwendigerweise auch die kleinsten Theilchen im Stärkekorne einerseits in concentrischen Molecularschichten, anderseits in radialen, von Innen nach Aussen an Zahl zunehmenden Molecularreihen geordnet sein. Das Wachsen geschieht durch Einschieben neuer Reihen oder neuer Schichten, und zwar wird diess nirgends anders als dort, wo die Cohäsion am geringsten ist, geschehen können.

---

[1]) Sehr häufig bei excentrischem, sehr selten bei centralem Kerne.

[2]) Zahlreiche Beispiele bei Naegeli, *l. c. pag.* 263 ff.

[3]) *l. c. pag.* 289 ff.

Dringt in ein junges (kugeliges, concentrisch geschichtetes) Korn Nährflüssigkeit ein, so wird sie zuerst neue Theilchen in die Fläche der Schichten einlagern, weil da der Widerstand geringer ist, als bei einer Zwischenlagerung zwischen die Schichten. Dieses Flächenwachsthum bringt aber naturgemäss sofort eine Spannung zwischen den einzelnen Schichten hervor, weil[1]) der Radius der äusseren sich mehr verlängern würde, als der der inneren. Je zwei benachbarte würden sich also von einander zu trennen suchen, und da die Cohäsion das nicht gestattet, so würde eine positive Spannung in der äusseren, eine negative in der inneren Schicht eintreten, also auch jede Schicht mit Rücksicht auf die nächst äussere contrahirend, mit Rücksicht auf die nächst innere expandirend wirken. Vergrössert wird diese Spannung noch dadurch, dass in Wirklichkeit die Nährflüssigkeit nicht alle Molecularschichten gleichmässig und gleichzeitig ernährt, sondern, von Aussen eindringend, von Schicht zu Schicht fortschreitet, indem sie in jede neue Theile einlagert, dabei aber natürlich, je näher sie dem Centrum kommt, immer mehr an Concentration verliert. Die äusseren Molecularschichten werden also früher und stärker ernährt wie die inneren; die Spannung zwischen denselben muss daher auch eine grössere sein. Nun ergibt die Rechnung, dass die Kraft, mit welcher zwei benachbarte, um einen gleichen Quotienten in die Fläche wachsende Schichten sich von einander zu trennen suchen, umgekehrt proportional dem Quadrate des Radius ist, es werden also die einzelnen Schichten sich um so leichter von einander trennen, je weiter sie nach Innen liegen, und das Wachsthum, das diese Trennung veranlasst, wird in demselben Verhältnisse dort grösser sein.

Je grösser nun das junge Korn wird, desto grösser wird desshalb auch die Ungleichheit in der Dichte und Cohäsion zwischen Oberfläche und Centrum desselben, desto mehr wächst die Spannung in der innersten Masse, d. h. das Bestreben, daselbst Substanz einzulagern. Hat sie eine gewisse Grösse erreicht, so bildet sich rasch im Mittelpunkte ein mit weicher Masse gefüllter Hohlraum — der Kern (Fig. 104, 2 *b*). Aehnliches geschieht in den dichten Schichten; haben sie eine gewisse Dicke erreicht, so wird die durch das Flächenwachsthum erzeugte Ungleichheit in der Spannung zwischen den äusseren und inneren Molecularschichten und das Bestreben, sich von einander zu trennen, so bedeutend, dass demselben nicht mehr durch Einlagerung von Substanz gleicher Dichtigkeit genügt werden kann. Es erfolgt daher die Trennung wirklich, indem eine mit

[1]) Unter der Annahme eines gleichzeitigen und allseitigen Wachsthums aller Molecularschichten.

weicher Substanz gefüllte Spalte dazwischen auftritt (Fig. 104, 7, *8*, *9*). Desswegen erreichen die dichten jungen Schichten nur eine gewisse Grösse und Dicke; darüber hinaus erfolgt eine Unterbrechung durch Einlagerung wasserreicher Masse.

Die Nährflüssigkeit bildet aber nicht nur neue Schichten und vergrössert die vorhandenen, sondern sie vermehrt auch durch Substanzabgabe deren Dichtigkeit. Beherrscht die Attraction der umschliessenden festen Schichten nicht mehr den ganzen Raum einer weichen Schicht, d. h. ist diese bis zu einer gewissen Dicke gewachsen, so muss in ihrer Mittelzone Verdichtung eintreten. Es können daher auch die weichen Schichten und der Kern ein gewisses Maass nicht überschreiten, ohne dass Einlagerung einer dichten Schicht und somit concentrische Theilung erfolgt (Fig. 104, *2 d*, *9 g*).

Bei genau concentrischem Baue muss also die Einlagerung neuer Molecularschichten in der Mitte am lebhaftesten sein, von da nach Aussen hin abnehmen und zunächst der Peripherie Null werden; es müssen ferner die weicheren Schichten, wegen ihrer geringeren Cohäsion, viel stärker in die Dicke wachsen, als die angrenzenden dichten.

Die spätere Abweichung von der Kugelgestalt rührt daher, dass die äusserste, und entsprechend die anderen Molecularschichten stellenweise mehr Theilchen einlagern, und sich somit eine vermehrte Flächenausdehnung, also auch Spannung entwickelt, die an den geeigneten Stellen eine Einlagerung von unvollständigen Molecularschichten, und somit eine vermehrte Zunahme des Radius hervorruft (Fig. 104, 7, *8*, *9*).

Die Verhältnisse, welche die concentrische und radiale Anordnung der Theilchen stören, können an gewissen Stellen des Kornes sich so sehr steigern, dass die Molecularkräfte der umgebenden, geschichteten Substanz die neuen Einlagerungen nicht mehr zu beherrschen vermögen, sie geschehen dann in einer Weise, wie frei in der Zellflüssigkeit, d. h. es bildet sich ein Complex von Theilchen, der sich concentrisch zu schichten anfängt, und der — in seiner Entwicklung einem ganzen Korne ähnlich — sich zu einem Theilkorne ausbildet (Fig. 104, *4*, *5*, *6*). Am leichtesten tritt eine solche Störung nahe der Peripherie, innerhalb scharfer Ecken etc., kurz dort auf, wo die Molecularschichten das grösste Bestreben äussern, sich von einander zu trennen (Fig. 98, *6 a*, *b* und Fig. 104, *7 b*). Da sich weiter auf der inneren Seite die Molecularschichten des Theilkornes und die des ganzen Kornes oder die des anderen Theilkornes mit ihren convexen Seiten berühren (Fig. 104, *5*, *6*), ist natürlich die Berührungsfläche diejenige Stelle im ganzen Korne, wo

die Anordnung der Theilchen in parallele Schichten die grösste Störung erlitten hat, und wo demnach bei gleicher Dichtigkeit die Cohäsion am geringsten ist. Die Spannung im Innern, hervorgerufen durch das Flächenwachsthum der äusseren Schichten, veranlasst daher hier eine wirkliche Unterbrechung der Substanz. Es bildet sich also eine sich erweiternde Spalte dort, die sich natürlich ebenso wenig wieder mit Substanz füllen kann, wie eine Anlagerung derselben an der Oberfläche stattfindet. Die gleiche Ursache bewirkt auch das Zerfallen in die Bruchkörner u. s. w.

Vorkommen der Stärke. Das Amylum gehört zu den verbreitetsten Stoffen im Pflanzenreiche, und es gibt kaum irgend einen Pflanzentheil, der nicht, wenigstens zu Zeiten, es enthielte. Immer tritt es als Reserve-Nahrung für die Pflanze auf, indem es nach einiger Zeit aufgelöst und entweder an derselben Stelle oder anderwärts zu Neubildungen verwendet wird. So in den *Cotyledonen*, wo es zur Ernährung der jungen Pflanze dient und dabei aus ihnen allmälig verschwindet. So kann es vorkommen, dass Bäume, die im Frühjahre gepflanzt sind und nicht anwurzeln, doch ihre Knospen entfalten, aber bald nachher absterben. So kann man Zwiebeln an der Luft zum Blühen bringen, sie erholen sich indess nicht wieder und sterben ab; die Untersuchung zeigt in beiden Fällen, dass alles Amylum, das sie enthielten, aufgebraucht wurde. Den Apothekern ist sehr wohl bekannt, dass man die Wurzeln und unteren Stengeltheile vor der Blüthe einsammeln muss, ebenso, dass der Blüthenboden (Artischoke etc.) nach der Fruchtreife wie ausgeleert ist u. s. w.[1]).

Vollständig fehlt das Amylum den Pilzen, *Diatomeen*, *Nostochineen* etc., vielleicht auch einigen Gefässpflanzen[2]); im Milchsafte kommt es nur bei den *Euphorbiaceen* vor, den Gefässen mit Ausnahme der Siebröhren[3]) scheint es zu mangeln. Sehr reichlich ist es in den grünen Pflanzentheilen enthalten, dessgleichen in den unterirdischen Theilen von *Perennen* (*Liliaceen*, *Umbelliferen* etc.) und im

---

[1]) Als Curiosum sei erwähnt, dass die Bauern des Jura Stengel des *Sedum Telephium* in ihren Sennhütten aufhängen und es für ein sehr gutes Zeichen halten, wenn die Pflanze blüht. In der That ist diess auch ein Zeichen, dass die Luft in ihren Stuben nicht viel Kohlensäure enthält.

[2]) Nach Schacht der *Monotropa Hypopitys*.

[3]) Es kommt da nach Briosi („Botan. Ztg." 1873, *pag.* 305 ff.) sehr häufig vor, immer aber in äusserst kleinen, 0·9 μ bis 1·2 μ grossen Körnchen (*Helianthus tuberosus*, *Dahlia-* und *Asclepias*-Arten etc.), welche durch die Siebplatte hindurchgehen können. Bei manchen *Compositen* sind die Siebröhren, Chlorophyllkörner und Spaltöffnungen ausgenommen, sogar die einzigen Organe, welche Stärke enthalten.

Marke des Stengels (Palmen [1]) und *Cycadeen*), ebenso im Blüthenboden, in Pollen- oder Sporenzellen, fehlt dagegen bei der Mehrzahl der *Phanerogamen* im Samen [2]), obgleich manche (Cerealien im Albumen, *Leguminosen* in den Cotyledonen des Embryo) es da in enormen Mengen enthalten. Zuweilen kommt es in allen Pflanzenorganen vor, oft fehlt es einzelnen, auch verhalten sich nahestehende Gattungen und Arten von Pflanzen da sehr verschieden [3]). Die unterirdischen Pflanzentheile enthalten meist einfache und zusammengesetzte Stärkekörner gemischt, niemals aber solche von concentrischem, sondern stets von excentrischem Baue; in den oberirdischen Organen sind sie meist kleiner und weniger entwickelt; das Endosperm hat Neigung zu zusammengesetzten, die Samenlappen zu einfachen Körnern.

Nicht selten kommt die Stärke in solchen Mengen vor, dass sie einen ganz enormen Procentantheil der Substanz der ganzen Pflanze ausmacht (Fig. 97).

So enthalten 100 Gewichtstheile an Stärke:

1. Wurzeln:	*Jatropha Manihot*	13·5
	„ *Curcas*	Spur
	Ipomaea Batatas	7·5
2. Knollen:	*Solanum tuberosum*	24·0
3. Rhizome:	*Maranta arundinacea*	12·5
	Canna coccinea	12·5
	„ *indica*	3·3
	„ *lutea*	1·6
	Amomum Curcuma	26·0
	Dioscorea triloba	25·0
	„ *alata*	19·0
	„ *sativa*	12·5
	„ *bulbifera*	4·9

[1]) Mehrere Palmen-Arten, besonders solche, die keine essbaren Früchte tragen, werden in den Tropen gefällt, das Mark ausgekratzt, in Wasser ausgewaschen und das darin niederfallende Stärkemehl — Sago — gesammelt. Der ostindische Sago (hyalin) wird von *Sagus Rumphii*, auch wohl von *Cycas circinnalis* und *Cycas revoluta* gewonnen, hin und wieder aber auch feinkörniger Kartoffel-Sago statt desselben verkauft. Der brasilianische Sago (mehlig) besteht, wie die *Tapioca*, aus den Stärkekörnern des Cassave-Mehles (*Jatropha Manihot*) und wird nur selten durch groben Kartoffel-Sago gefälscht, die *Tapioca* niemals. Der inländische Sago wird aus Kartoffelstärke bereitet, wohl auch aus Hülsenfruchtmehl und aus der Stärke der Batate. Auch bei manchen Farrnstämmen tritt das Amylum in so grossen Mengen auf, dass man in den Tropen Brod daraus bäckt.

[2]) Bei $^9/_{10}$ der Gattungen, bei *Monocotyledonen* der Hälfte (Naegeli).

[3]) Vergleiche die nachfolgenden Zahlenangaben.

4. Fruchthüllen:	*Artocarpus incisa*	3·2
5. Samen:	Carolina-Reis	85·1
	Piemontesischer Reis	83·8
	Zea Mais	80·9
	Gerste	79·0
	Winterweizen	77·0
	Sommerweizen	70·0
	Spelz	68·0
	Roggen	61·0
	Hafer	59·0
	Erbsen	50·0
	Mango	37·9
	Puffbohnen	34·0
	Linsen	32·0

Der Stärkegehalt einer Pflanze wechselt nach Klima [1]), Bodenbeschaffenheit und Jahreszeit und der gemeine Mann weiss das wohl.

So geben 100 Pfund Kartoffeln an Stärkemehl [2]):

im	August	etwa 10	Pfund
„	September	„ 14 1/3	„
„	October	„ 14 3/4	„
„	November	„ 17	„
„	März	17	„
„	April	13 1/2	„
„	Mai	10	„

wobei der rasche Verlust zwischen März und April auf Lösung der Stärke kommt, die zur Ernährung der jungen Pflanze verwendet wird.

§. 16. Dextrin und Zucker.

Beide kommen in Pflanzenzellen gelöst vor, nur ausnahmsweise der Zucker hie und da krystallisirt [3]).

Dextrin findet sich in allen lebhaft vegetirenden Zellen, sowie überall dort, wo Stärke gebildet und aufgelöst wird. Es trocknet zu einer glasigen, durchsichtigen, farblosen oder schwach

[1]) Die Wurzeln von *Helianthus tuberosus* (*Topinambur*) geben, auf den Antillen gezogen, Stärkmehl, in Frankreich Inulin. (Raspail in „*Annales des sciences natur.*“ 1826.)

[2]) Decandolle. „*Phys. végét.*“ I. *pag.* 181.

[3]) In den *Nectarien* von *Fritillaria imperialis*, *Eucomis punctata* und *Impatiens Balsamina*; in der Blumenblattrinne von *Rhododendron ponticum*, auf den Blättern von *Cassine Maurocenia*. Bei Feigen, Datteln, Pflaumen etc. tritt er nach dem Trockenwerden der Früchte als weisser, krystallinischer Ueberzug hervor.

gelb gefärbten Masse, die sich in kaltem Wasser wieder leicht und unbegrenzt, ganz klar löst, nicht aber in absolutem Alkohol und Aether. Beim Gefrieren gibt es keinen Niederschlag, beim Abdampfen keine Krystalle und wird von Alkohol als dickflüssiger Syrup gefällt. Jodlösung färbt es roth, rothgelb oder gelb. Seine wässerige Lösung dreht die Ebene des polarisirten Lichtes nach rechts [1]). Da es, wie schon Biot und Persoz zeigten [2]), aus Stärke durch blosse Erhitzung, verdünnte Säuren, Diastase etc. hervorgeht, dürfte es wahrscheinlich die Form sein, in welcher das Amylum aufgelöst von Zelle zu Zelle wandert, um entweder als Materiale zu neuen Zellhäuten zu dienen, oder als Reserve-Nahrung, entfernt von seinem Entstehungsorte, aufgespeichert zu werden.

In alkalischer Lösung reducirt es Kupferoxyd, nach W. Naegeli indess wahrscheinlich nur in Folge einer unter dem Einflusse von Kalilauge vorausgehenden Umwandlung in Zucker [3]). Ein Schnitt mit dem Trommer'schen Reagens behandelt [4]), zeigt in den Zellen, die Dextrin enthalten, einen zinnoberrothen, meist in lebhafter Molecularbewegung begriffenen Niederschlag von reducirtem Kupferoxydul oder, wenn es mit Eiweiss-Substanzen (Protoplasma etc.) zugleich vorkommt, einen gelben Niederschlag. Es ist also mikrochemisch leicht nachweisbar.

Zucker kommt als Rohrzucker oder Traubenzucker äussert häufig gelöst im Zellsafte vor. Mit dem Trommer'schen Reagens behandelt, zeigen Zellen, welche Rohrzucker enthalten, eine schöne Blaufärbung des Inhaltes, die Flüssigkeit diffundirt dabei in das umgebende Kali; bei Gegenwart von Traubenzucker erscheint ein gelbrother Niederschlag, der aus grösseren, zu Flocken vereinten Körnern besteht [5]).

Auch der Zucker erscheint besonders in Geweben, wo Stärke gebildet oder aufgelöst wird [6]) (unreife Früchte von *Leguminosen* und

[1]) Daher der Name Dextrin. Dessen moleculares Rotationsvermögen, an einem Wild'schen Apparate bestimmt und nach Berthelot's Formel berechnet, ist nach W. Naegeli 182° (gegen 198° der Stärkelösung).

[2]) „*Ann. de chim. et de phys.*" 1833. LII. *pag.* 72.

[3]) 100 Theile Dextrin reduciren nach ihm wie 13·9 Theile Zucker.

[4]) Man legt das Präparat zuerst 2—10 Minuten in concentrirte Kupfervitriol-Lösung, wäscht es sodann in einer Porzellanschale rasch aus und erhitzt es hierauf in einer Kalilösung, welche auf 1 Gewichtstheil kaustisches Kali 1 Gewichtstheil Wasser enthält, bis zum Kochen. (Sachs in „Flora." 1862, *p.* 289 ff.)

[5]) Sachs, J. „Flora." 1862. *pag.* 289 ff.

[6]) Viele Samen schmecken vor der Reife süss (Erbsen, Weizen, Mais); später bildet sich aus dem Zucker Amylum, sie schmecken, sobald sie reif sind, mehlig. Beim Keimen geht das so gebildete Stärkemehl wieder in Zucker über (Malzen der Gerste), die Samen schmecken nun wieder süss.

Cerealien, Frühlingssaft vieler Bäume: Birken, Ahorn, in jungen Haaren[1]) etc.)

In grossen Mengen und dauernd ist der Zucker im Stengel vieler Gräser[2]) (*Saccharum officinarum*[3]), *Holcus saccharatus*, *Zea Mais* etc.), in Wurzeln (*Glycyrrhiza*-Arten), besonders in fleischigen (*Daucus Carota, Beta vulgaris*), in saftigen Früchten (*Pyrus communis, Ribes rubrum*), doch auch in Blättern (*Lippia dulcis*), Blüthentheilen (*Humulus lupulus*)[4]) u. s. w. enthalten und wird da bekanntlich vielfach im Grossen gewonnen.

Die Quantität des Zuckers in einem Organe ist nach dem Klima und nach der Jahreszeit sehr verschieden. So geben Kastanien im Süden bis zu 14% Zucker, in nördlichen Gegenden gezogen so gut wie gar keinen. Der Saft von *Arundo saccharifera* gibt in Hindostan 0·17%, in Westindien nur 0·14% Zucker. Ein mittelgrosser Baum von *Acer saccharinum* liefert in seiner Heimat in 24 Stunden bei 48 Quart Saft, der 5—6% Zucker enthält, und lässt sich 5—6 Wochen lang abzapfen; in Giessen dagegen zeigte der Saft kaum 3% Zucker[5]). Zu spät ausgegraben geben Runkelrüben fast gar keinen Zucker[6]) u. s. w.

---

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." *pag.* 664.

[2]) Besonders in der Jugend, und wenn der Halm nicht hohl, sondern markig ist.

[3]) Poppel, O. („Chem. Centralblatt", 1870, *pag.* 424) fand in frischem, direct bezogenem und von den Blüthen befreitem Zuckerrohre:

Rohrzucker	16	bis	18·1%
Traubenzucker	0·25	„	2·3%
Cellulose	9·1	„	9·3%
Wasser	72·13	„	72·22%
Asche	0·35	„	0·42%.

Das bei 100° C. getrocknete Rohr gab 3·8—4·3%, die Blätter 8—8·5% Rückstand, der aus Kieselsäure, Kali und Kalk bestand. — Erwähnt sei, dass das *Saccharum* der Alten in Indien aus dem Safte von Palmen gewonnen wurde; die Zuckerbereitung aus dem Zuckerrohre stammt aus China.

[4]) Nach Griessmayer 3·7%. („Chem. Centralblatt." 1872. *pag.* 360.)

[5]) Es gaben daselbst (1834):

Acer campestre	2·5%
„ *rubrum*	2·5%
„ *dasycarpum*	1·9%
„ *Negundo*	1·12%
„ *Platanoides*	1·1%
„ *Pseudoplatanus*	0·9% Zucker in ihrem Safte.

[6]) Daher kam es, dass man im südlichen Frankreich so lange gar keinen Zucker aus der Runkelrübe gewann und viele Fabriken schloss, als man die Zuckerrüben zu gleicher Zeit ausgrub, wie im nördlichen Frankreich. („*Journ. de Pharm.*" 1829, *pag.* 229.) — In der That gaben in der Folge zwei Monate früher ausgegrabene auf 100 Pfund Wurzeln 3½—4 Pfund Zucker.

Die chemische Zusammensetzung des Traubenzuckers[1]) ist nach Saussure $C = 36{\cdot}71$, $H = 6{\cdot}78$, $O = 56{\cdot}51$, seine Formel nach neueren Untersuchungen: $\overline{C}_6\ H_{12}\ \overline{O}_6$; die des Rohrzuckers, dessen Formel $\overline{C}_{12}\ H_{22}\ \overline{O}_{11}$, fanden:

	Lavoisier	Gay-Lussac und Thénard	Berzelius	Henry und Plisson	R. Herrmann	Döbereiner	Kandiszucker W. Prout
C	28·00	42·47	44·200	44·104	42·50	40·14	42·86
O	64·00	50·63	49·015	49·760	50·84	52·81	50·79
H	8·00	6·90	6·785	6·136	6·66	7·05	6·35

Ausser den genannten Zuckerarten kommt noch Mannit oder Mannazucker ziemlich häufig vor. Seine chemische Zusammensetzung ergibt sich aus folgenden Analysen:

	W. Prout	Oppermann bei 100° C. getrocknet		Th. de Saussure[2])
C	38·70	40·3274	40·75299	47·82
O	54·49	51·8439	51·39340	45·80
H	6·81	7·7284	7·84361	6·06

Wir finden den Mannit bei *Tamarix mannifera*, die das arabische Manna liefert, bei einigen Eschen, besonders *Fraxinus Ornus* (Manna-Esche) und *Fraxinus excelsior*, wo er nach Verwundungen, Insectenstichen etc. ausfliesst, bei *Triticum repens*, einigen *Agaricus*-Arten, im Zuckertange (*Laminaria saccharina*), der Sellerie u. s. w.

Endlich hat Bouchardat[3]) auch Milchzucker in grösseren Mengen im Safte von *Achras sapota* aufgefunden.

§. 17. Gummi.

Fast ebenso häufig wie Dextrin und Zucker kommt das Gummi im Gewächsreiche vor, doch nur selten wie diese im Zellsafte,

[1]) Gleich zusammengesetzt, aber die Polarisations-Ebene links drehend und unkrystallisirbar ist der Fruchtzucker.

[2]) Seine Analyse ergab noch 0·32 Stickstoff.

[3]) „*Compt. rend.*“ 1871. LXXIII. *pag.* 462.

sondern meist als Aussonderungs-Product in eigenen Zwischenzellengängen (Gummigängen [§. 36]) von Bäumen und Sträuchen oder, wie wir bereits oben (S. 46) sahen, als Umwandlungs-Product der Zellhaut ganzer Gewebsmassen[1]). Gummi ist farblos; eingetrocknet glasartig spröde, löslich in Wasser und in verdünnten Säuren, dagegen unlöslich in Alkohol, Aether, fetten und ätherischen Oelen. Durch Dextrin hindurch geht es in Zucker über.

Genauer kennt man[2]) nur das Arabin, Cerasin und Bassorin. Das Arabin (arabisches Gummi) wird fast ausschliesslich durch Verwundung von *Acacia Verek* gewonnen, geringere Mengen von *Acacia vera* etc. Es ist nach Neubauer eine sauere Verbindung von Arabinsäure mit Kalk, farblos, geruch- und geschmacklos und in Wasser leicht löslich. Die Lösung dreht links.

Das Bassorin ist zähe, farb-, geruch- und geschmacklos, jedoch unlöslich in Wasser und Alkohol. Bei 100° getrocknet ist seine Formel $C_6\ H_{10}\ O_5$. Es quillt in heissem Wasser, löst sich, mit kohlensaueren Alkalien gekocht, ohne Kalkabscheidung.

Das Cerasin ist spröde, farblos, unlöslich in Wasser und Alkohol, quillt aber in letzterem zu Gelatine. Es ist eine Verbindung von Metagummisäure (isomer der Arabinsäure) mit Kalk, und löst sich, mit kohlensauren Alkalien gekocht, unter Ausscheidung von kohlensaurem Kalke.

Weder Arabin, noch Bassorin, noch Cerasin reduciren die Trommer'sche Probe, unterscheiden sich also sehr bestimmt vom Dextrin.

Mit Harz gemengt, treten Bassorin und Cerasin als sogenannte Gummiharze auf, z. B. Weihrauch (von *Boswellia papyrifera*), Myrrhe (von *Balsamodendron Ehrenbergianum*), Gummigutt (von *Garcinia Morella*), *Asa foetida* (von *Skorodosma foetidum*) u. s. w.

Ueber die Zusammensetzung der wichtigeren Gummisorten gibt nachfolgende Tabelle Aufschluss:

---

[1]) Es stammt wohl stets von Zellhäuten her, ausser wo es im Zellsafte selbst vorkommt, und als Umwandlungs-Product der Stärke anzusehen ist.

[2]) Wiesner, J. „Die Rohstoffe des Pflanzenreiches." *pag.* 34 ff.

	Arabisches Gummi										Arabin
	Berzelius		Gay-Lussac und Thénard	Th. de Saussure	W. Prout		R. Herrmann (lufttrocken) (?)	Berthollet	Ure (lufttrocken)	Goebel	Guerin
	Versuch	Berechnung			bei 100° C. getrocknet	an der Luft getrocknet					
C	41·906	41·752	42·23	45·84	41·4	36·3	36·00	43·90	35·13	42·2	43·81
O	51·306	51·456	50·84	48·26	52·1	56·6	57·54	49·24	55·79	51·2	49·85
H	6·788	6·792	6·95	5·46	6·5	7·1	6·46	6·86	6·08	6·6	6·20
N	Spur	—	—	0·44	—	—	—	—	3·00	—	0·14

	Senegalgummi	Leinsamenschleim [1])	Bassorin	Traganth-Gummi			Kirschbaumgummi	Apricosenbaumgummi	Pflaumenbaumgummi	Pfirsichbaumgummi	Mandelbaumgummi
	Guerin			Lösliches	Unlösliches	R. Herrmann	Guerin				
C	43·59	44·75	37·28	43·01	35·79	40·50	43·69	44·03	44·56	43·17	43·79
O	50·07	48·68	55·87	50·66	57·10	52·89	50·08	49·76	49·29	50·52	49·97
H	6·23	5·56	6·85	6·33	7·11	6·61	6·23	6·21	6·15	6·31	6·24
N	1·01	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—

[1]) Das heisst der lösliche Theil.

Im Inhalte von Zellen, als sogenannter Gummischleim erfüllt er diese oft ganz und gar als dickflüssige Masse, z. B. in den Knollen vieler *Orchideen* [1]), in den Wurzeln von *Althaea*, *Symphitum*, *Saponaria*, in Rinde und Mark der *Cacteen* u. s. w.

§. 18. Inulin [2]).

Das Inulin, auch Dahlin, Calendulin, Synantherin oder Sinistrin genannt, findet sich, und zwar stets gelöst im

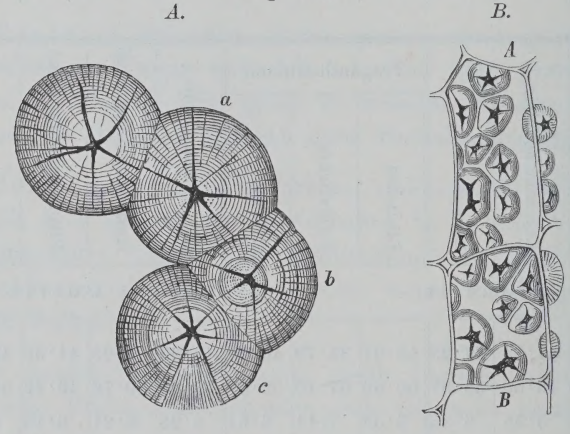
[1]) Sie kommen als Salep in den Handel und enthalten oft bis 48% quellbares Gummi und etwa 25% Stärke.

[2]) Sachs, J. in „Botanische Zeitung", 1864, *pag.* 77 ff., lieferte zuerst eine erschöpfende Charakteristik dieses Stoffes.

Zellsafte vieler Compositen, z. B. in den reifen Wurzelknollen von *Inula Helenium*, *Dahlia variabilis*, *Helianthus tuberosus* etc. Häufig ist die Lösung so concentrirt, dass der ganze Zellinhalt davon gelblich aussieht. In dem durch Auspressen oder Auskochen gewonnenen Safte dieser Pflanzen, fällt es nach einiger Zeit von selbst als weisser, feinkörniger Niederschlag zu Boden, der mit Wasser rein ausgewaschen zu einer glasigen, spröden, durchscheinenden, etwas gelblichen Masse erhärtet.

Jodlösung färbt das Inulin nicht; in Wasser von 50—55° C. wird es gelöst, dessgleichen leicht von Alkalien und concentrirten Mineralsäuren, von verdünnten nur bei erhöhter Temperatur. Auf dem Platinbleche erhitzt, schmilzt es zu einer braunen, blasigen,

Fig. 105.



A. Sphärokrystalle des Inulins aus einer sehr concentrirten wässerigen Inulinlösung nach drei Monaten freiwillig abgesetzt. *a* unverändert in Wasser, *b* bei langsamer Einwirkung von Salpetersäure, *c* bei beginnender Auflösung durch Salpetersäure. *B.* Zwei Zellen aus den Wurzelknollen von *Dahlia variabilis* nach Einwirkung von Alkohol. (Nach Sachs.)

teigigen Masse, welche einen stark nach verbranntem Zucker riechenden Dampf entwickelt; verkohlt hinterlässt es nur wenig weisse Asche. Durch Kochen in sehr verdünnter Schwefelsäure oder Salzsäure wird es in Glycose übergeführt.

Aus seinen Lösungen, die das polarisirte Licht nach links drehen (Sinistrin), krystallisirt es in Sphärokrystallen (Fig. 105 *A*), d. i. kugeligen Gebilden, die aus dicht gedrängten, radial gestellten Nadeln bestehen und häufig auch concentrische Schichtung zeigen. Durch Druck etc. zerfallen sie in einzelne Sectoren.

Aus wässerigen Lösungen, die schwach concentrirt sind, schlägt sich das Inulin langsam in Sphärokrystallen nieder, die bis 50 μ gross sind, dessgleichen, wenn man es mit Alkohol fällt. Man kann

es dadurch — wie Sachs zeigte — direct in den Zellen nachweisen.

Setzt man nämlich auf einen frischen Schnitt inulinhaltigen Gewebes absoluten (90%igen) Alkohol, so zeigt sich ein feinkörniger Niederschlag, hie und da auch grössere Kugeln. Nach 5—10 Minuten Liegen im Alkohol verschwindet ersterer nach und nach theilweise, und statt seiner treten grössere (10—15 μ Diameter) Kugeln auf. Taucht man nun den Schnitt in kaltes Wasser, so sind die kleineren Körnchen ganz verschwunden und die grösseren zeigen sich als Inulin-Sphärokrystalle (Fig. 105 *B*). Noch viel grössere Formen (bis 1^{mm}) erhält man, wenn man Stücke von inulinhaltigen Knollen (*Inula*, *Dahlia*) längere Zeit (Tage bis Monate) in Alkohol[1]) oder Glycerin liegen lässt und dann Schnitte davon betrachtet. Die Sphärokrystalle durchsetzen da ganze Gewebspartien und sind dem freien Auge bereits als weisse Punkte sichtbar.

Die Sphärokrystalle des Inulins zeigen niemals Quellung, weder auf Zusatz von Wasser noch von Säuren oder Alkalien, ebensowenig sind sie imbibitionsfähig wie die Proteïn-Krystalloide, wohl aber porös wie etwa Tuffstein[2]). Durch Säuren oder Alkalien zerfallen sie vor ihrer Auflösung (durch Abschmelzen); Alkohol und Aether lösen sie nicht.

Die Sphärokrystalle des Inulins wachsen (nach Naegeli) durch Auflagerung an ihrer Oberfläche und zeigen im Polarisations-Mikroskope ein orthogonales Kreuz.

Die chemische Zusammensetzung des Inulins besteht, wie die der Zellhaut, des Amylums, des Dextrins etc., aus $C_6 H_{10} O_5$.

Nach Kraus[3]) kommt das Inulin als Reservestoff nicht nur bei den Compositen, sondern auch bei den *Campanulaceen*, *Lobeliaceen*, *Goodeniaceen* und *Stylideen* vor[4]). In den oberirdischen Theilen findet es sich nach ihm reichlich vor: *a*) in den fleischigen Stämmen von *Cacalien* und *Kleinien*; *b*) im holzigen Stamme der *Muschia*; *c*) in den beblätterten Stengeln von *Stylidium suffruticosum*; *d*) bei *Selliera radicans* nicht allein im Stengel, sondern auch in

---

[1]) Naegeli („Sitzungsber. d. Münchener Akademie." 1862. I. *pag.* 290 ff.) entdeckte sie in alten Weingeist-Exemplaren von *Acetabularia mediterranea*; auch bei manchen *Ramalina*-Arten sind sie nachzuweisen.

[2]) Naegeli und Schwendener. „Das Mikroskop." 1867. *pag.* 512.

[3]) „Botan. Ztg." 1875. *pag.* 171.

[4]) Manche dieser Pflanzen enthalten auch Zucker als Reservestoff, nie aber Stärke.

den Chlorophyllzellen der fleischigen Blätter[1]). Ueberdiess kommt das Inulin auch bei *Umbelliferen*, *Datisceen*, *Melanthaceen* und *Lichenen* vor.

Sphärokrystalle von Hesperidin fand Sachs in unreifen Orangen und Limonien, Kraus[2]) solche von unbestimmter, sicher aber organischer Natur in der Epidermis von *Cocculus laurifolius*, Russow[3]) im Blattstiele und Mesophylle von *Marattia cicutaefolia* (hellbraun tingirt) und *Angiopteris evecta*, in der Rinde von *Selaginella Martensii*, sowie bei tropischen *Orchideen*. Sie zeigen alle die Eigenschaft der Farbenspeicherung.

§. 19. Fette und ätherische Oele.

Pflanzenfette kommen im Gewächsreiche äusserst häufig vor; sind sie bei gewöhnlicher Temperatur flüssig, so nennt man sie (fette) Oele, wenn fest, aber Pflanzentalg oder Pflanzenbutter. Letztere schmelzen meist unter 50° C. und sieden bei 300° C.; erhitzt stossen sie Acroleïn-Dämpfe aus.

Die Pflanzenfette sind Verbindungen von Fettsäuren oder Oelsäuren mit Glycerin, fast immer noch gemischt mit Eiweiss, Farbstoffen etc.; sie sind unlöslich in Wasser, lösen sich in siedendem Alkohol, in kaltem oder warmem Aether und haben stets eine geringere Dichte als Wasser[4]). Schwefelkohlenstoff, ätherische Oele, Aceton und Holzgeist lösen sie leicht; durch Alkalien werden sie in Seifen umgewandelt und dadurch in Wasser löslich. Auf Papier hinterlassen sie dauernde Fettflecke.

Die fetten Oele treten im Pflanzengewebe auf als farblose oder mehr weniger gefärbte Tropfen von hoher Lichtbrechung; sie werden niemals an der Oberfläche von Pflanzenorganen vorgefunden, sondern stets nur im Zell-Innern.

Pflanzentalg und Pflanzenbutter finden sich dagegen öfters als Ueberzug von Pflanzenorganen, so z. B. an der Oberfläche der schwarzen Samen von *Stelingia sebifera*, die den „chinesischen Talg" des Handels liefern und längst[5]) von den Chinesen zur Kerzen-

[1]) Stärke führen nach Kraus alle Inulinpflanzen in den Chlorophyllkörnern und den Spaltöffnungszellen, sowie in den Siebröhren (*Compositen, Campanula, Stylidium* etc.).

[2]) Pringsheim's „Jahrbücher für wissensch. Bot." 1872. VIII. *pag.* 421.

[3]) „Vergl. Untersuchungen der Leitbündel-Kryptogamen." St. Petersburg 1872. *pag.* 110. Taf. VII, Fig. 134—145.

[4]) Das specifische Gewicht des Ricinus-Oeles, als eines der schwersten, ist 0·9784, das des Mohnöles, als eines der leichtesten, 0·9125. Vergl. Wiesner J. „Die Rohstoffe des Pflanzenreiches" (Fette).

[5]) Osbeck. „Reise nach China." *pag.* 321.

bereitung verwendet werden. Bei *Peckea butyrosa* hat jede der vier Nüsse eine Rinde von 2—4 Linien Dicke, deren inneren Theil eine gelbe, butterartige Substanz bildet, die unter den Fingern schmilzt und in Guyana statt Butter den Speisen zugesetzt wird u. s. w. [1]).

Häufig sind die Pflanzenfette in gewissen Pflanzentheilen in erstaunlicher Menge vorhanden. So in den Samen vieler *Cruciferen* (*Sinapis, Brassica*), *Amygdaleen* (*Prunus, Amygdalus*), *Juglandeen*, *Euphorbieen, Lineen, Rhus*-Arten [2]) etc., im Fruchtfleische von Palmen (Oelpalmen), von *Olea europaea*, in Pollen- und Sporenzellen, in knolligen Wurzeln (*Cyperus esculentus, Killinga monocephala*) u. s. w. In kleinen Mengen finden sie sich fast in allen Geweben, im Protoplasma, den Chlorophyllkörnern (Oliven) etc.

Meist sind sie gelblich oder grünlich oder schmutzigweiss, doch auch rein weiss (Cocosfett), farblos (Olivenöl) oder zinnoberroth (*Astrocaryum*-Fett) oder orange (Palmenfett) [3]) gefärbt und nehmen mit der Zeit meist einen unangenehmen und ranzigen Geruch an. Die starren enthalten überdiess sämmtlich Krystalle von freien Fettsäuren.

Als Begleiter der Pflanzenfette in den Zellen finden sich: Amylum (Muscatnüsse), Aleuron (Cacaobohne), Chlorophyll (Oliven), Harzkörnchen (Baumwollensamen), Farbstoffe (Samen von *Virola sebifera*) u. s. w. [4]).

Wie gross die Fettmenge in manchen Pflanzentheilen werden kann, zeigen nachfolgende Ziffern. Der Oelgehalt in 100 Gewichtstheilen Samen beträgt bei [5]):

Corylus avellana	60	Gewichtstheile	
Lepidium sativum	56—58	„	
Sesamum indicum	56	„	
Theobroma Cacao (Cacaobutter)	34—56	„	
Olea europaea	50 [6])	„	
Juglans regia	50	„	
Papaver somniferum	47—50	„	(oft bis 60)

[1]) Aublet. „*Plant. d. l. Guyane.*“ I. *pag.* 596.

[2]) Das Oel der ausgepressten Samen von *Rhus Vernix* und *Rhus succedanea* wird, wie schon Thunberg („*Flora japon.*“ *pag.* 112) angibt, von den Japanesen zur Kerzenbereitung benützt.

[3]) Kommt in Tropfen oder Klumpen in der fleischigen Fruchthülle von *Eloeis guineensis* vor.

[4]) Wiesner, J. *l. c. pag.* 192.

[5]) Nach Schübler: „*Dissertat.*“ Tübingen 1828, und neueren Arbeiten.

[6]) Wie wichtig der Oelbaum für die im Allgemeinen sehr genügsamen Orientalen ist, mag die Angabe illustriren, dass ein einziger mittelgrosser Baum oft 200—300 Liter Oel jährlich liefert.

Ricinus communis	45—50	Gewichtstheile	
Arachis hypogaea	43—50	„	
Amygdalus communis	46	„	(auch bis 50 und mehr)
Euphorbia Lathyris	51 [1]	„	
„ „	41 [2]	„	
Brassica campestris	39	„	
Sinapis alba	36	„	
Nicotiana Tabacum	32—36	„	
Prunus domestica	33	„	
Brassica Napus	33 [3]	„	(genauer 30—40)
„ *praecox* (Wau)	30	„	
Reseda luteola	30	„	
Camelina sativa	28	„	
Cannabis sativa	25	„	
Pinus silvestris	24	„	
Linum usitatissimum	22	„	(oft bis 33)
Sinapis nigra	18	„	(oft bis 30)
Helianthus annuus	15	„	
Fagus silvatica	12—16	„	
Vitis vinifera	5—18	„	

König [4]) findet durch genaue Analysen den Procentgehalt an Fett (Oel) bei der Trockensubstanz von:

Cocosnussschale [5])	67·76	Lupinen	6·10
Erdnuss	55·25	Mais	4·85
Palmenkern [6])	52·85	Hafer	4·53
Weisser Sesam [7])	52·50	Gerste	1·59
Schwarzer Sesam [8])	49·28	Roggen	1·44
Rapssamen	45·49	Weizen	1·23
Mohnsamen	43·39	Saubohnen	0·96
Hanfsamen	35·35	Erbsen	0·93
Leinsamen	35·21	Kleeheu	1·61
Bucheckern	28·18	Haferstroh	0·88
Baumwollenhaaren	21·72	Roggenstroh	0·83

[1]) Durch Aether gewonnen.

[2]) Durch Auspressen erhalten.

[3]) Je weniger sich die Wurzel verdickt, desto mehr Oel liefert der Samen.

[4]) „Landwirthschaftliche Versuchsstationen." XIII. *pag.* 241.

[5]) Nach Nallino („Ber. d. deutschen chem. Gesellschaft." 1872, *pag.* 731) enthalten 100 Theile Cocosnüsse: 67·85 Theile Fett, 24·80 Theile Cellulose, 5·80 Theile Wasser, 1·55 Theile Asche; die Bankelnüsse (Frucht von *Aleurites triloba*): 62·97 Theile Fett, 28·99 Theile Cellulose, 5·25 Theile Wasser, 2·79 Theile Asche.

[6]) Von *Elocis guineensis.*

[7]) Die Samen von *Sesamum indicum.*

[8]) Die Samen von *Sesamum orientale.*

Die chemische Zusammensetzung einiger der wichtigeren fetten Oele zeigt folgende Tabelle:

	Ricinusöl	Leinöl			Baumöl (Olivenöl)		
	Th. de Saussure	Th. de Saussure	R. Herrmann	König	Th. de Saussure	Gay-Lussac und Thénard	R. Herrmann
C	74.178	76·014	77·00	77·53	76·034	77·213	78·00
O	14·788	12·635	12·50	11·34	12·068	9·427	10·70
H	11·034	11·351	10·50	11·13	11·545	13·360	11·30
N	—	—	—	—	0·353	—	—

	Mandelöl	Wallnuss-Oel	Mohnöl		Hanföl	Rapsöl	Sesamöl (weiss)
	Th. de Saussure	Th. de Saussure	R. Herrmann	König	König	König	König
C	77·403	79·774	80·00	76·56	76·00	78·03	77·38
O	10·828	9·122	9·00	12·03	12·70	9·93	11·03
H	11·481	10·570	11·00	11·41	11·30	12·04	11·59
N	0·288	0·534	—	—	—	—	—

Die sogenannten Oelkörper, welche sich in den Laubblättern, dem Stamme und den Wurzelhaaren der Lebermoose finden, bestehen nach Pfeffer[1]) aus fettem Oele und Wasser. Sie treten sehr frühe als zahlreiche kleine Tröpfchen auf, welche später zu grösseren Massen verschmelzen, die bei getrockneten Pflanzen im Laufe der Jahre wieder verschwinden. Sie haben eine Hüllhaut und sind jedenfalls keine Assimilations-Producte der Zellen, in denen sie auftreten sondern verhalten sich wie Secrete.

Ebenso verbreitet wie die fetten Oele sind die ätherischen Oele; sie sind es, denen wir den Wohlgeruch der Blüthen, Früchte u. s. w. verdanken. Sie kommen entweder vor in Form von stark lichtbrechenden, mit dem Zellsafte sich nicht mischenden Tröpfchen, die im Zell-Innern liegen (Blumenblätter), oder in grösseren Mengen in grösseren Räumen, die durch Resorption von Zellen gebildet wurden (Orange). Sie sind entweder farblos oder gelb, braun, auch

[1]) „Flora." 1874. *pag.* 1 ff.

wohl blau oder grün gefärbt und verflüchtigen sich rasch an der Luft, ohne Fettflecken zu hinterlassen. Ihre Flüchtigkeit, sowie die leichte Löslichkeit in kaltem Alkohol und in Terpentinöl, unterscheidet sie sofort von den fetten Oelen, von denen sie auch durch die mehr längliche Gestalt der Tröpfchen abstechen. Da sie meist in Zellen eingeschlossen sind, geben Pflanzen, wenn man sie reibt oder zerdrückt, mehr Geruch als unverletzte.

Die ätherischen Oele bestehen aus *C* und *H* (*Coniferen*, *Aurantiaceen*, *Myrtaceen*) oder aus *C*, *H* und *O* (*Umbelliferen*, *Compositen*). Häufig kommen sie gemengt mit Harzen vor.

Bei manchen Pflanzen (*Laurineen*, *Citrus*-Arten) führen alle Theile reichlich ätherische Oele, die Pflanze riecht also von der Wurzel bis zum Samen, bei anderen beschränkt sich ihr Vorkommen auf einzelne Organe, wie Blüthe (Rose, Nelke) oder Samen (Anis, Kümmel), oder sie sind wenigstens daselbst in grösseren Mengen vorhanden (Blätter von *Labiaten*: *Mentha*, *Melissa*, *Rosmarinus*). In vielen Fällen wird der Geruch hervorgebracht durch Köpfchenhaare [1]), deren Köpfchen das ätherische Oel enthält und beim Abfallen (durch Berührung) an den Fingern kleben bleibt, ihnen den Geruch mittheilend.

Sehr interessant ist ihre Vertheilung, sowie die Art ihres Auftretens in der Pflanze, wodurch oft ganz eigenthümliche Geruchsverhältnisse hervorgebracht werden. So riechen häufig die Blüthen mancher Pflanzen äusserst angenehm, während die anderen Theile stinken (*Datura*, *Nicotiana*, *Brugmannsia*); *Marrubium vulgare*, das bei uns ziemlich stark riecht, ist in Portugal geruchlos; viele Pflanzen riechen erst oder stärker, wenn sie getrocknet sind (*Anthoxanthum odoratum*, *Holcus odoratus*, *Orchis militaris*, *Asperula odorata*), andere nur, so lange der riechende Theil Saft enthält (Nelken, *Stapelien*, *Arum Dracunculus*), wieder andere in beiden Fällen (viele *Labiaten*). Oft tritt der Geruch ganz plötzlich ein (*Cereus grandiflorus* beim Oeffnen der Blüthen gegen 7 Uhr Abends), häufig erst bei Sonnenuntergang (*Datura suaveolens*, *Oenothera suaveolens*, *Genista juncea*); *Cestrum diurnum* riecht bei Tage stärker, *Cestrum nocturnum* aber erst beim Eintritte der Nacht; alle Blüthen mit sogenannten Trauerfarben (*Pelargonium triste*, *Geranium triste*, *Cheiranthus tristis*, *Hesperis tristis*, *Gladiolus tristis*) riechen bei Tage fast gar nicht u. s. w.

Im Allgemeinen riechen begreiflicherweise die Blüthen desto stärker, je wärmer es ist, und Regen vermindert ihren Geruch. Nach der Befruchtung riechen viele Blüthen nach Aas (*Stapelien*)

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare.“ 1867. *pag.* 661.

und man kann in der That kaum Eine öffnen, ohne darin die Eier der Schmeissfliege [1]) zu finden.

Dass viele Gerüche, auch angenehme (*Rosa*, *Viola*), ausserordentlich auf die Nerven wirken können, ist bekannt [2]).

Die Menge des in einem Pflanzentheile enthaltenen ätherischen Oeles ist oft ganz beträchtlich. So beträgt sie beim Anis 25 % bis 70 %, beim Kümmel 9 %, beim Fenchel 3 %, bei *Myristica moschata* 4 % bis 9 %, beim Sternanis 2 % bis 8 % [3]) etc.

Die chemische Zusammensetzung einiger ätherischer Oele zeigt folgende Tabelle:

A) Sauerstofffreie:

	Rosenöl [1]) (bei 33° C. schmelzend)	Citronenöl		Terpentinöl			Weinöl	Steinöl	
								Von Amiano	Aus Persien
	Th. de Saussure	Th. de Saussure	R. Herrmann	Th. de Saussure	Gay-Lussac	R. Herrmann	Dumas und Bullay	Th. de Saussure	R. Herrmann
C	86·743	86·899	88·50	87·788	88·348	88·88	88·58	87·8	85·88
H	14·889	12·326	11·50	11·646	11·652	11·12	11·42	12·2	14·12

[1]) Eigentlich Rosen-Kampher.

Saussure's Analysen ergeben für Citronenöl und Terpentinöl kleine Mengen Stickstoff.

[1]) Als Arnold die nach ihm benannte *Raflesia* entdeckte, „summte ein Schwarm von Fliegen über der Oeffnung des *Nectariums*, wahrscheinlich um die Eier darin abzulegen. Die Blume hatte ganz den Geruch von in Fäulniss übergehendem Rindfleische". (R. Brown's „Vermischte Schriften". II. *pag.* 610.)

[2]) Daher der verbreitete Glaube, dass Kopfweh entstehe, wenn man unter dem Schatten von *Sambucus nigra*, *Ailanthus glandulosa*, *Juglans regia*, *Anagyris foetida* etc. einschlafe; daher die Angabe von dem Tod bringenden Schatten von *Hippomane Mansinella* etc.

[3]) Die vielfach angegebene Entzündbarkeit der Atmosphäre an *Dictamnus*-Arten, deren Blüthen man sich an heissen Abenden mit einem Lichte nähert, ist wohl auf ein factisches Anbrennen der Blüthentheile zurückzuführen.

B) Sauerstoffhaltige:

	Bittermandelöl				Pfeffermünz-Oel	Fenchel-Oel[1])	Lavendel-Oel
	Unrein	Chemisch rein					
	Henry und Plisson (1831)	Liebig und Nöhler (1832)			Göbel		Th. de Saussure
		I. Versuch	II. Versuch	Berechnet			
C	74·400	79·438	79·603	79·56	75·10	75·40	75·50
O	11·793	14·808	14·663	14·88	11·50	14·6	13·07
H	6·835	5·756	5·734	5·56	13·40	10·0	11·07
N	5·973	—	—	—	—	—	0·36

[1]) Der Fenchel-Kampher war noch nicht ausgeschieden.

	Anisöl		Zimmtöl		Rosenöl[1])	Rosmarinöl	Storaxöl
	bei 17° C. schmelzend	bei 20° C. schmelzend	von *Laurus Cassia*	von *Laurus Cinnamomum*	bei 29° C. schmelzend		
	Th. de Saussure		Göbel		Th. de Saussure	Th. de Saussure	Henry und Plisson
C	76·487	83·468	76·70	78·1	82·053	82·21	89·25
O	13·821	8·541	13·60	11·0	3·949	7·73	0·29
H	9·352	7·531	9·70	10·9	13·124	9·42	10·46
N	0·340	0·460	—	—	0·874	0·64	—

[1]) Den Rosen-Kampher noch enthaltend.

§. 20. Pflanzenwachs.

Die Oberhaut vieler Pflanzentheile (Blätter, Stamm, Früchte) ist überzogen mit einer dickeren oder dünneren Schicht eines Stoffes, der nicht homogen, sondern mit ganz bestimmter Structur[1]) versehen ist, und die äusseren Eigenschaften des Bienenwachses zeigt, auch wohl wie dieses verwendet wird. Im chemischen Charakter stimmt

[1]) Doppeltbrechende Stäbchen etc. Vergl. §. 40.

aber dieses Pflanzenwachs mit den Fetten überein, es ist ein Glycerid wie diese.

Nur selten kommt es im Innern von Zellen als Tröpfchen oder Körnchen vor (Samen von *Rhus succedanea*, Früchte von *Myristica Ocuba*), sondern wandert meist, durch die Zellhäute, an die Oberfläche der Organe. (Vergl. Wachsüberzüge der Epidermis. §. 40.)

Das Pflanzenwachs ist bei gewöhnlicher Temperatur fest oder halbweich, brüchig in Kälte, stets aber noch durch den Fingernagel ritzbar; erwärmt, wird es weich und knetbar. Es ist nicht flüchtig, zeigt eigenthümlichen Glanz (Wachsglanz) und schmilzt unter 100° C. (in siedendem Wasser z. B.). In Wasser ist es unlöslich, desgleichen (oder schwer) in kaltem Alkohol, bildet mit Alkalien keine Seifen und ist stets leichter als Wasser [1]). Die Lösungsmittel der Fette lösen auch das Pflanzenwachs. Fast immer ist es geruch- und geschmacklos, von gelber (japanesisches Wachs von *Rhus succedanea*), grüner (*Myrica*-Wachs), grauer (Palmenwachs) Farbe u. s. w.

Es kommt vor als abwischbarer, aber sich wieder erneuernder Ueberzug (Reif) an Früchten (Pflaumen, Schlehen, Weintrauben) und Blättern (Tulpen, Narcissen, Agaven), als schuppenförmiger Ueberzug an den *Bracteen* von *Musa paradisiaca*, *Strelitzia farinosa* u. A. im Milchsafte des Kuhbaumes, *Galactodendron utile*) etc. Manche Pflanzen erzeugen das Wachs in so grossen Mengen, dass es ein nach Tausenden von Kilos zählender Handelsartikel geworden ist, der für sich oder mit Bienenwachs gemischt die übliche Verwendung findet. So sind die erbsengrossen Früchte von *Myrica cerifera* (und anderer Arten) bedeckt von einer 0·1 bis $0 \cdot 3^{mm}$ dicken Schicht schneeweissen Wachses. Kocht man diese Beeren, so schmilzt dasselbe und bildet beim Erkalten eine abnehmbare Kruste grüngefärbten [2]) Wachses, das als *Myrica*-Wachs in den Handel kommt und in den Anden sogar zum Brennen verwendet wird [3]). Der Stamm von *Ceroxylon andicola* [4]), der sogenannten Wachspalme der Cordilleren Neugranada's, ist von einer bis 6^{mm} dicken Wachskruste überzogen, die abgeschabt und durch Umschmelzen gereinigt wird. Jeder Baum gibt auf diese Weise etwa 13 Kilogramm Wachs, das zur

---

[1]) Das specifische Gewicht des Pflanzenwachses schwankt zwischen 0·94 und 1·0.

[2]) Die grüne Farbe rührt vom Chlorophyll her.

[3]) Ein Strauch gibt etwa 10—15 Kilo Beeren und diese etwa 14—25% Wachs.

[4]) Nach Karsten („Poggendorff's Annalen." Bd. 109, *pag.* 640) auch *Klopstockia cerifera* in Südamerika.

Kerzenbereitung etc. als Palmenwachs[1]) verwendet wird. Die Hauptmasse des im Handel vorkommenden Pflanzenwachses, das sogenannte japanesische Wachs, liefern die Samen von *Rhus succedanea*, in deren Cotyledonen es im Zellinhalte vorkommt und durch Auspressen gewonnen wird. Die Samen geben etwa 25% Wachs, das bei dem Umstande, als sein Preis nur etwa die Hälfte des Bienenwachses beträgt, auch in Europa eine immer grössere Verwendung findet. Auch die Früchte von *Croton sebiferum* und *Tomex sebifera* liefern, wenn auch geringe Mengen von Pflanzenwachs.

Gewisse Umstände lassen vermuthen, dass sich das Pflanzenwachs aus Zucker[2]) bilden könne.

Die chemische Zusammensetzung zeigen folgende Analysen:

Japanesisches Wachs..$C = 70{\cdot}97$ $O = 16{\cdot}97$ $H = 12{\cdot}07$
Carnaubawachs.....$C = 72{\cdot}26$ $O = 16{\cdot}04$ $H = 12{\cdot}70$ (Oppermann).

Hält man dagegen die Zusammensetzung von Bienenwachs, welche

nach Saussure.....$C = 81{\cdot}61$ $O = 4{\cdot}53$ $H = 13{\cdot}86$
„ G. Lussac v. Thénard..$C = 81{\cdot}79$ $O = 5{\cdot}54$ $H = 12{\cdot}67$

beträgt, so sieht man, dass in der That das Pflanzenwachs nur in äusseren Eigenschaften (Knetbarkeit, Benutzbarkeit als Brennstoff etc.) mit dem Bienenwachse übereinstimmt, als chemischer Körper aber von demselben total verschieden ist.

§. 21. Gerbstoff.

Die Gerbstoffe gehören zu den verbreitetsten Körpern im Pflanzenreiche. Sie finden sich in den Zellen entweder gelöst im wässerigen Zellsafte (in allen jugendlichen Geweben), dabei öfters auch die Zellhaut imprägnirend, oder in hellen, ölartigen, kugeligen Tropfen oder Massen, die von einer zarten Plasmahaut umschlossen sind (gerbstoffhaltige Rinden[3]) von *Quercus*, *Populus*,

---

[1]) Die grösste Menge sogenannten Palmenwachses ist indess Carnaubawachs, von *Copernicia cerifera*, einer Fächerpalme Brasiliens, stammend. (Wiesner. „Die Rohstoffe etc." *pag.* 224.)

[2]) Nebenbei sei hier erwähnt, dass, wenn die Arbeiten, den Zucker aus dem Safte der Runkelrübe zu ziehen, nicht gehörig geleitet sind, sich beim Aufkochen des concentrirten Syrups ein dicker, weisser, klebriger Schaum von Wachs bildet. Dieser widrige Umstand veranlasste, wie Chaptal berichtet („*Chim. appliqué à l'agricult.*" II. *pag.* 21), den Fall der meisten Rübenzucker-Fabriken, die 1810 sich in Frankreich gebildet hatten.

[3]) Hartig, Th. „Das Gerbmehl." („Bot. Ztg." 1865. *pag.* 53.) — Es kommt nach ihm in drei Formen vor: 1. als körniger, 2. als krystallinischer und

Betula etc.). Aehnliche Concremente finden sich [1]) in den beweglichen Gelenken von *Mimosa pudica* und *Oxalis*-Arten, sowie (nach Meyen) bei *Hedysarum gyrans* und (nach Unger) bei *Glycyrrhiza*-Arten. Sie zerfallen auf Zusatz von Wasser in kleine Kugeln und Körnchen, die ein undurchsichtiges Conglomerat bilden und sich endlich lösen. Durch Eisenchlorid werden sie zuerst blau gefärbt, gehen aber später in braun über, was noch eine andere Substanz darin wahrscheinlich macht.

Unter dem Mikroskope lassen sich die Gerbstoffe am besten durch Eisenoxydsalze nachweisen. Bringt man nämlich einen Schnitt unmittelbar [2]) in die Lösung eines Eisensalzes, so entsteht in den Gerbstoff führenden Zellen ein blauschwarzer oder ein grünlicher Niederschlag, je nachdem in denselben eisenbläuender oder eisengrünender Gerbstoff vorhanden ist [3]).

Die Gerbstoffe haben einen zusammenziehenden Geschmack, röthen leicht Lakmuspapier und bilden mit Leim eine compacte, in Wasser unlösliche Masse, die das Leder geschmeidig und wasserdicht macht (Lohgerberei). Manche sind auch gefärbt und werden ausser als Gerbmateriale auch als Farbstoffe benützt, z. B. Kino [4]) (dunkelroth), Sumach [5]) (gelb), Catechu [6]) (braun) des Handels.

Besonders reich an Gerbstoffen sind Rinde und junges Holz vieler Bäume, besonders aber einiger Eichenarten, z. B. *Quercus pedunculata*, *sessiliflora* und *Cerris*, die bis 16—20% Gerbstoff ent-

---

3. als Wandungszustand. Naegeli („Mikroskop." *pag.* 492) hat nachgewiesen, dass der erste nichts weiter als Amylumkörnchen, der zweite Krystalle von oxalsaurem Kalke und der dritte die verdickten Zellhäute selbst sind.

[1]) Pfeffer, W. „Ueber Reizbarkeit." Leipzig 1873. *pag.* 13.

[2]) Bringt man das Präparat zuerst in Wasser und setzt dann erst die Eisenlösung hinzu, so kann leicht, vor Einwirkung derselben, sich ein Theil des Gerbstoffes im Präparatwasser gelöst haben oder in andere Zellen diffundirt sein und so die Reinheit der Reaction getrübt werden.

[3]) Sanio („Bot. Ztg." 1863, *pag.* 17) empfiehlt als Reagens auf Gerbstoffe doppelt chromsaures Kali. Eisensalzlösungen sind indess wohl entschieden vorzuziehen.

[4]) Man unterscheidet *Pterocarpus*-Kino, das von der Rinde von *Pterocarpus Marsupium* stammt, und *Eucalyptus*-Kino aus der Rinde von *Eucalyptus*-Arten.

[5]) Von *Rhus Coriaria* und *Rhus Cotinus*, auch wohl von *Coriaria myrtifolia* stammend.

[6]) Stammt vom Holze der *Acacia Catechu* und wird als Gerbmaterial für schwere Lederstoffe benützt. In neuester Zeit ist es durch Gambir, das sind die jungen Stengel und Blätter der *Nauclea Gambir*, überholt worden. In Indien kaut man die Kerne der Frucht von *Areca Catechu* mit Siriblättern und etwas Kalk, um sich Zähne und Lippen roth zu färben und den Athem angenehm zu machen.

halten und als Lohe verwendet werden[1]). Doch auch Blätter und Blüthen vieler Pflanzen (*Thea*, *Vaccinium*, *Erica*, *Ledum*, *Arbutus*, *Pyrola*) besitzen ihn in hervorragenden Mengen und liefern sämmtlich ein gutes Gerbmateriale, desgleichen die Hülsen einiger *Acacia*-Arten[2]), die grünen Schalen der Wallnuss, Wurzeln von *Aspidium filix mas* etc.[3]). Auch der Cytoblast enthält ihn[4]).

Eigenthümlich ist das Wechselverhältniss zwischen Gerbstoffen und Farbstoffen. In jugendlichen Organen (Blumenblättern, Haaren), die später gelb, roth oder blau tingirt erscheinen, ist zuerst sehr viel Gerbstoff in den Zellen vorhanden, der immer mehr verschwindet, je mehr der Farbstoff sich entwickelt, häufig aber auch neben ihm erhalten bleibt (junge Blumenblätter, herbstliche Blattfärbung). Wigand betrachtet daher die Gerbstoffe als Chromogene; auch glaubt er an einen Zusammenhang von Gerbstoff und Stärke, so dass in gewissen Zellen immer zuerst Gerbstoff und erst später Stärke auftritt, oder dass ein periodischer Wechsel stattfindet, indem der Gerbstoff gegen das Ende der Vegetations-Periode abnimmt und im Winter sein Minimum erreicht, während zu gleicher Zeit das Stärkmehl stetig zunimmt, bis es im Winter sein Maximum erlangt hat.

Nicht selten (*Vinca*) findet sich eisengrünender und eisenbläuender Gerbstoff zusammen in Einer Zelle, in der Regel aber ist nur Einer von ihnen vorhanden, und zwar eisengrünender in Blättern, Rinde, gewöhnlichen Haaren etc., eisenbläuender in Blüthen, Früchten, Haarköpfchen u. s. w.[5]). Oft bleibt er bis an's Lebensende erhalten (Epidermis).

Die eisengrünenden Gerbstoffe werden durch Alkalien intensiv gelb gefärbt, die eisenbläuenden nicht.

§. 22. Harze.

Die Harze sind sämmtlich complicirte Stoffgemenge, die sich nicht, wie man gewöhnlich annimmt, durch Oxydation aus den

---

[1]) Die Galläpfel (Knoppern) enthalten nach Davy 26% Gerbstoff und 6·2% Gallussäure; nach Braconnot aber bis 20% der letzteren.

[2]) So stammt das Bablah des Handels, das bei 16% Gerbstoff enthält wahrscheinlich von *Mimosa arabica* und anderen Arten.

[3]) Das Schwarzwerden vieler Pflanzen beim Trocknen (*Polysiphonien*, *Melampyrum*-Arten, schwarzer Thee), sowie das Blauwerden anderer (*Rhinanthus*, *Mercurialis perennis*) beruhen darauf; letzteres vielleicht auch auf dem Vorhandensein von Indigo.

[4]) Weiss, A. „Sitzungsber. der Wiener Akademie." 1866, Bd. LIV, *pag.* 52 des Abdruckes.

[5]) Auch bei absterbenden *Spirogyren* bildet sich Gerbstoff.

ätherischen Oelen bilden, sondern successive aus Stoffen der Zellhaut entstehen. Sie sind unlöslich in Wasser, löslich in Aether, Alkohol und Schwefelkohlenstoff, desgleichen in Fetten und ätherischen Oelen, arm an Sauerstoff, reich an Kohlenstoff und frei von Stickstoff, und brennen mit russender Flamme. Sie riechen, sind aber in der Regel nur gewissen Zellen eigen (Blätter vieler Aloë-Arten, Baldrianwurzel, *Piper*, *Zingiber*), in deren Inhalt sie auch auftreten (Gummigutt).

Man unterscheidet [1]):

1. Gewöhnliche Harze, hart, oft sogar spröde;

2. Gummiharze, Verbindungen von Harz und Gummi, schleimiger Consistenz (*Asa foetida*, *Gummi ammoniacum*);

3. Balsame, eine Mischung von ätherischen Oelen und Harzen, meist flüssig (Terpentin, Perubalsam).

In der Regel kommen die Harze nicht in eigenen Zellen, sondern in eigenen Behältern oder Gängen vor (§. 36).

Sie sind häufig intensiv gefärbt, und zwar gelblich (Canadabalsam) [2]), gelb (Gummigutt) [3]), roth (Drachenblut) [4]), schwarzbraun (Colophonium) [5]) etc. und bilden sich in verschiedenen Partien des Stammes. So entsteht das *Asa foetida* (nach Borszow) in der Bastschicht, und zwar besonders der Wurzeln von *Skrorodosma foetidum*, die in China ganze 6 Fuss hohe Wälder bildet [6]); Benzoë, das Harz von *Benzoin officinale*, entsteht (nach Wiesner) der Hauptmasse nach durch Zellhaut-Metamorphose und aus der Stärke in der Mittelrinde der Pflanze, in geringeren Mengen auch in den Markstrahlen des Holzes und Bastes, sowie in der Aussenrinde; Storax (nach Unger) [7]) durch chemische Metamorphose des Rindengewebes von *Liquidamber orientale*; Mastix, von *Pistacia lentiscus* stammend, entsteht in den Zellen der Innenrinde und wird von ihnen in die weiten Intercellulargänge derselben secernirt. Durch den Abfall der Borkenschuppen rücken die das Harz führenden Intercellularräume so sehr nach Aussen, dass eine geringe Verletzung genügt, sie zu öffnen und das Mastix zu sammeln.

---

[1]) Wiesner, J. „Die Rohstoffe des Pflanzenreiches.“ *pag.* 63.

[2]) Von *Abies balsamea* stammend.

[3]) Stammt nicht von *Garcinia Cambogia*, sondern von *Garcinia Morella* und wird durch Einschneiden in den Stamm gewonnen.

[4]) Kommt aus den Früchten von *Calamus Draco*.

[5]) Wird aus gekochtem Terpentin gewonnen.

[6]) Im Oriente dient es zum Würzen (!) der Speisen.

[7]) „Die Insel Cypern.“ *pag.* 416.

Die Terpentine sind Balsame[1]) der Fichten, Tannen, Föhren etc.; sie entstehen theils in der Rinde (im Zellinhalte), theils im jungen Holze (aus der Zellwand) und ergiessen sich in, durch Auseinanderweichen der Gewebe oder durch Umwandlung derselben gebildete Canäle oder Gänge (§. 36), welche bei ihnen auch das gemeine Harz führen.

Ein eigener Körper ist das sogenannte Harzmehl[2]). Es bildet geformte, aus Stärke, Plasmakörnchen etc. hervorgegangene Körnchen von gelber, rother und brauner Farbe, welche die Löslichkeits-Verhältnisse der Harze zeigen. Man findet es im Holze vieler Bäume (Ulme, Eiche, Ahorn), sowie in der Rinde. Die Körner sind geschichtet und entweder solid (Markstrahlen von Ahorn und Ulme) oder hohl (*Protea*-Holz); sie werden durch Alkalien oder kohlensaure Alkalien gelöst und dabei rosenroth bis amethystviolett gefärbt. In Wasser sind sie unlöslich; Jodlösung bläut sie oft für sich, oft erst auf Zusatz von Schwefelsäure, oder färbt sie auch gar nicht. Alkohol, Aether und fette Oele verblassen sie, lösen sie indess nur selten völlig. Eisenchlorid färbt sie grün (Ahorn, Ulme) oder blau (Eiche). Diese Reactionen zeigen, dass sie höchst wechselnde Gemenge von Cellulose, Granulose, Harz, Gerbstoff und einem durch Alkalien hervorrufbaren Farbstoff sind.

§. 23. Seifenartige Substanzen, Kautschuk, Pectinstoffe, Pflanzensäuren und Pflanzen-Alkaloide.

Die seifenartigen Substanzen, welche in gewissen Pflanzen auftreten, sind Verbindungen von fetten Oelen und Alkalien, und dadurch ausgezeichnet, dass sie in Wasser unter Schaumbildung löslich sind. Pflanzentheile, die sie enthalten, werden beim Waschen wie Seife benützt. Das Saponin kommt nach Vogl[3]) in dem Inhalte der Parenchymzellen in formlosen Klumpen vor (Seifenwurzeln, d. i. Wurzeln von *Saponaria officinalis*[4]) und *Gypsophila Struthium*, *Quillaja*-Rinde[5]), doch auch in der Zellwand (Frucht von *Sapindus*

[1]) Der Perubalsam stammt von *Myroxylon sonsonatense*, das *Elemi* sind die an ätherischen Oelen reichen Harze der *Amyriden* u. s. w.

[2]) Wiesner, J. „Sitzungsber. d. Wiener Akad." Bd. LI.

[3]) „Zeitschrift des österr. Apotheker-Vereines." 1865. *pag.* 460.

[4]) 100 Theile der Wurzel enthalten nach Buchholz 34 Theile davon, nach Anderen nur 24%.

[5]) Von *Quillaja saponaria* (Chile) stammend. Die Lösungen reagiren sauer, daher der grosse Werth der *Quillaja*-Rinde zum Waschen zartfärbiger Stoffe, wozu sie in ihrem Vaterlande längst in Gebrauch gewesen ist, ehe man sie in Europa einführte.

saponaria, *Sapindus laurifolia* und *Sapindus rigida* [1]). In geringeren Mengen ist es auch in den Fruchtkapseln von *Aesculus Hippocastanum*, den Samen von *Laurus Persea* u. s. w. enthalten.

Kautschuk (Formel: C_5 H_8) kommt im Milchsafte vieler Pflanzen in Gestalt kleiner, structurloser Kügelchen vor, die in ätherischen Oelen aufquellen und in Schwefelkohlenstoff, Benzol, Chloroform etc. auflöslich sind, sonst aber weder von Säuren noch von Alkalien angegriffen werden. An der Luft gerinnen sie zu äusserst elastischen, meist nahezu farblosen (Guttapercha) oder röthlich tingirten Massen (Balata) [2]), die, als *Gummi elasticum* oder Kautschuk und Guttapercha eingeführt, zu den allerwerthvollsten Stoffen gehören, welche uns das Pflanzenreich liefert, und mit vielen Millionen Kilos den Welthandel belasten.

Kautschuk [3]), der nach Faraday frisch 87·2 *C* und 12·8 *H* enthält, wird durch Anschneiden der Stämme von *Siphonia elastica* (in Amerika) und von *Ficus elastica* (in Indien) gewonnen, die Guttapercha ebenso von *Isonandra Gutta* (in Indien).

Pectinstoffe sind im Pflanzenreiche sehr verbreitet. Das Materiale, aus dem sie bestehen — die Pectose — findet sich nach Kabsch [4]) und Vogl [5]) in der Zellhaut, deren äussere Schichten sich in Pectose umwandeln; nach Naegeli im Zellinhalte bei Birnen, Aepfeln und vielen Beerenfrüchten. Bei fleischigen Wurzeln (*Daucus Carota*, *Brassica Napus*, *Taraxacum officinale*) bildet sie deren Intercellular-Substanz; durch Kochen soll (nach Fremy) die Pectose in Pectin übergehen, das sich selbst wieder in reifen Früchten nicht selten vorfindet. Die Pectinstoffe sind sämmtlich in heissem Wasser, sowie in verdünnten Alkalien und Säuren löslich.

Viscin. Manche Pflanzentheile enthalten eine sehr klebrige, grünlich oder gelbgrün gefärbte, nach Macaire-Prinsep aus

---

[1]) Die sogenannten Seifenbeeren. Sie werden in Indien seit Langem zum Waschen benützt; auf Amboina verwendet man dazu auch die Rinde von *Inga saponaria*. Es liessen sich übrigens leicht noch andere Pflanzen zu diesem Zwecke verwenden.

[2]) Die sogenannte Balata des Handels, von *Sapota Müllerii* aus Britisch-Guyana stammend, ist noch elastischer als Guttapercha und wird seit 1858 in grossen Mengen eingeführt.

[3]) Die werthvollen Eigenschaften des Kautschuks (C_5 H_8) werden noch erhöht durch das sogenannte Vulkanisiren, welches darin besteht, dass man es mit Hilfe von Schwefelkohlenstoff innig mit Schwefel mischt, wobei es 2—3 % Schwefel aufnimmt und noch viel elastischer wird. Mit noch mehr Schwefel verbunden, geht es in eine harte, hornartige Masse über, welche Ebonit oder Vulkanit genannt und zu Kämmen, Scheiben für Elektrisir-Maschinen etc. verarbeitet wird.

[4]) Pringsheim's „Jahrb. f. wiss. Botanik". III. *pag.* 366.

[5]) „Sitzungsberichte der Wiener Akademie." Bd. XLVIII.

75·6 *C*, 15·2 *O* und 9·2 *H* bestehende Substanz, das Viscin. In grossen Mengen führen es z. B. die beerenartigen Früchte von *Viscum album* [1]), die Wurzeln von *Viburnum Lantana*, die Rinde von *Ilex aquifolium*, der Fruchtboden von *Atractylis gummifera*; in geringeren die Blüthenkörbchen vieler *Carduaceen*, sowie die Antheren und Narben der *Orchideen* etc.

Pflanzensäuren. Die meisten Zellsäfte reagiren mehr oder weniger sauer, entweder in Folge ihres Gehaltes an einer freien organischen Säure oder von gelösten Salzen dieser Säuren mit Mineralbasen. Die häufigsten sind: Weinsäure (Weinbeeren, Pflaumen, Ananas, Sauerampfer, Rhabarber, Gurken, Krappwurzel, Kartoffel, Quassiaholz); Citronensäure (Citronen, Orangen, Stachel-, Johannes-, Erd-, Heidel-, Preussel-, Brom- und Himbeeren, Hagebutten, Liebesäpfel); Oxalsäure (freie bei *Crassulaceen*, *Ficoideen*, *Cacteen*, sowie in den Drüsenhaaren von *Cicer arietinum*) [2]); Essigsäure (in allen Embryonen der Pflanzensamen); Aepfelsäure (nie allein, sondern mit Citronen- und Weinsäure in den meisten saueren Früchten); Ameisensäure (Hülsen von Johannesbrod [mit Buttersäure zugleich], Brennhaare); Zimmtsäure (Storax, Perubalsam); Benzoësäure (Benzoë, Vanille); Coumarinsäure (Blüthen des Ruchgrases, Steinklee's, Tonkabohne) etc.

Pflanzen-Alkaloide sind in zahlloser Menge vorhanden, und viele derselben bilden wichtige Genuss- und Heilmittel. Die nachfolgende Tabelle mag wenigstens die chemische Zusammensetzung einer Anzahl derselben geben.

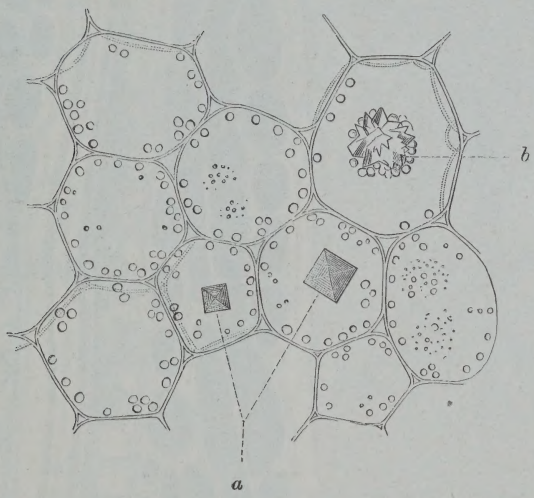
	Strychnin			Asparagin	Berberin	Coffeïn			Cinchonin				Morphin
	Henry und Plisson	Dumas und Pelletier	Liebig	Henry und Plisson	Buchner und Herberger	Pfaff und Liebig	Wöhler	Pelletier	Dumas und Pelletier	Liebig	Henry und Plisson	Brande	Thomson
C	76·40	78·22	76·43	37·82	60·3	49·96	49·93	46·51	76·97	77·81	78·88	79.30	45·28
O	8·22	6·38	11·06	34·35	22·1	15·44	15·67	27·14	7·79	5·93	2·89	—	49·17
H	7·88	6·54	6·70	5·67	4·4	5·32	5·43	4·81	6.22	7·37	8·88	·7·17	5·55
N	7·50	8·92	5·81	22·13	13·2	29·28	28·97	21·54	9·02	8·87	9·35	13·72	—

[1]) Vogelleim.

[2]) Freies Ammoniak kommt im Frühlingssafte der Birke und des Weines vor.

	Morphin							Chinin					Veratrin
	Döbereiner	Göbel	Bussy	Henry und Plisson	Brande	Pelletier und Dumas	Liebig	Göbel	Brande	Henry und Plisson	Pelletier und Dumas	Liebig	Pelletier und Dumas
C	57·72	64·8	69·0	70·52	72·0	72·02	72·34	72·28	73·80	74·55	75·02	75·76	66·75
O	30.38	25·3	20·0	16·71	17·0	14·84	16·30	11·10	5·55	8·72	10·43	8·61	19·60
H	5·06	3·9	6·5	7·99	5·5	7·61	6·37	8·33	7·65	8·43	6·66	7·52	8·54
N	6·84	6·0	4·5	4·79	5·5	5·53	4·99	8·29	13·00	8·29	8·45	8·11	5·04

Fig. 106.



Vergrösserung 315. Querschnitt aus dem Stengel-Parenchyme von *Ruellia picta*. In *a* Einzelkrystalle, in *b* eine Krystallgruppe, um welche sich die Chlorophyllkörner gelagert haben.

§. 24. Krystalle.

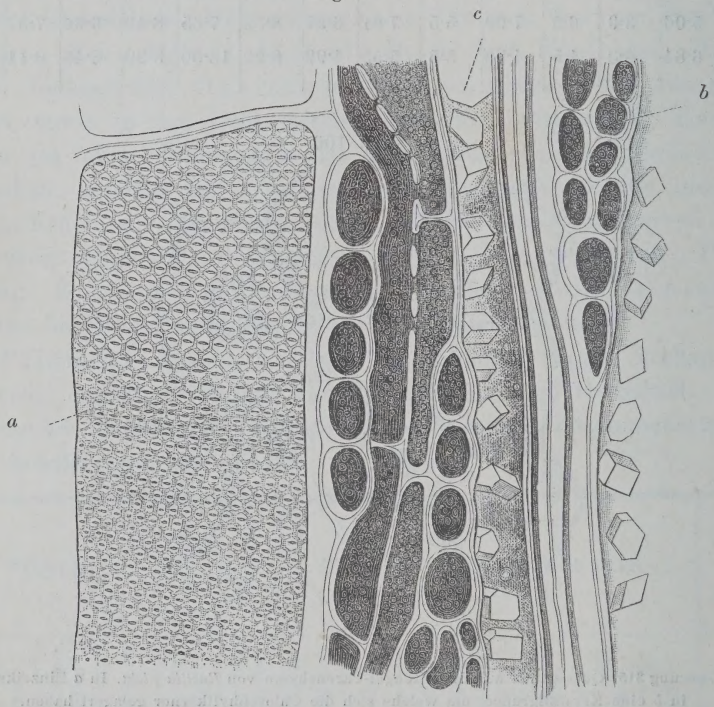
Der oxalsaure und der kohlensaure Kalk kommen im Innern von Pflanzenzellen sehr häufig vor, ersterer in grösseren, wohlausgebildeten Einzelkrystallen (Fig. 106 *a*), oder aber in Krystalldrusen (Fig. 106 *b*); letzterer in Form äusserst kleiner, nur unter dem Polarisations-Mikroskope die Krystallnatur verrathender, punktförmiger Auf- und Einlagerungen.

Der kohlensaure Kalk löst sich in schwachen Säuren (Essigsäure) unter Gasentwicklung, der oxalsaure nicht, und auch

in Salzsäure ohne Bildung von Gasblasen. Man kann also jederzeit leicht die Natur der Krystalle bestimmen.

Besonders verbreitet ist der oxalsaure Kalk. Bei Pilzen und Flechten erscheint er meist auf der Aussenseite der Zellwände abgelagert, selten (*Phallus caninus*) im Zellinhalte. Bei den *Phanerogamen* findet man ihn entweder in Form feiner, spiessiger, parallel neben einander in Bündeln liegender Nadeln — den sogenannten Raphiden[1]) (Fig. 108), — besonders im Gewebe der *Monocotylen*[2]) viele Zellen total ausfüllend; oder (vorwiegend bei *Dicotylen*) als

Fig. 107.



Vergrösserung 500. Tangentenschnitt durch das Holz von *Foetida mauritiana*. *a* Tüpfelgefäss, *b* Markstrahlen, *c* Holzzellen mit Krystallen.

schön ausgebildete Einzelkrystalle[3]) (Fig. 106 *a*) oder als Krystalldrusen[4]) (Fig. 106 *b*). Immer umgibt ein zartes, feinkörniges, durch Jod sich bräunendes (Plasma-) Häutchen diese Krystalle[5]); bei

[1]) De Candolle, „*Organograph. végét.*“ I. *pag.* 126, hat sie so getauft.

[2]) Bei *Dicotylen: Mesembryanthemum, Phytolacca, Agave, Crassulaceen.*

[3]) Besonders schön bei *Begonien* (Stengel).

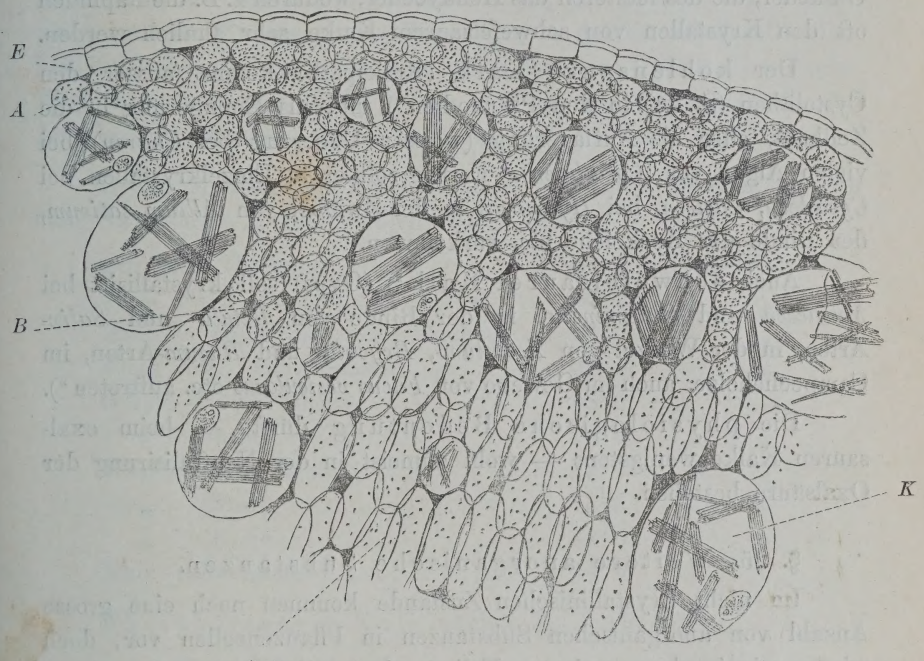
[4]) *Cacteen, Urticeen, Chenopodeen,* Rhizom von *Rheum,* Baumrinden etc.

[5]) Payen. „*Développements des Végéteaux.*“ *V. et VII. Mém.*

Krystalldrusen ist sogar im Innern ein protoplasmatischer Kern nachweisbar, um den sich die Krystalle gruppiren.

Ihre Menge und Grösse ist sehr verschieden. Oft sind sie sehr spärlich, sie können indess auch in colossalen Mengen vorkommen [1]) und sind Einzelkrystalle stets seltener wie Krystalldrusen. Mit Chlorophyllkörnern können sie zusammen in Einer Zelle vorkommen [2]). Oft führen gewisse Zellen sie mit grosser Regelmässigkeit, dem Nachbargewebe fehlen sie (Holz von *Foetida mauritiana* [Fig. 107]), oft sind

Fig. 108.



Vergrösserung 120. Radialschnitt durch eine junge Beere von *Arum maculatum*. *A* und *B* Chlorophyll führende Zellen; *C* Gewebe mit grossen Intercellulargängen, zahllose kleine Stärkekörnchen enthaltend; *E* die Oberhaut; *K* Krystallkammern mit Raphiden und Cytoblasten. Man sieht erstere schon mit freiem Auge als weisse Körnchen.

sie ordnungslos zerstreut, auch wohl deutlich nach einer bestimmten Richtung hin orientirt (*Pontederia crassipes*) [3]). Nicht selten durchbohren sie beim Wachsen die Wände von Nachbarzellen, oder liegen

[1]) So enthielt nach Schleiden ein alter Stamm von *Cereus senilis* 0·855 seiner Trockensubstanz Krystalle; Flechten enthalten nach Braconnot oft 0·5 bis 0·8 ihres Gewichtes, das Rhizom von *Alpinia Galanga* 0·17 an Krystallen.

[2]) Weiss, A. „Verhandlungen der k. k. zool.-botan. Gesellschaft in Wien." 1858. VIII. *pag.* 9 ff.

[3]) Wiesner, J. „Oesterr. botan. Ztg." 1875. *pag.* 7.

überhaupt in grösseren, oft gigantischen Zellen — Krystallkammern (Fig. 108) — zerstreut im Gewebe. Beim Absterben von Pflanzentheilen, beim herbstlichen Blätterfalle etc. bilden sie sich in der Regel auch dort, wo sie früher fehlten (insbesondere Raphiden).

Da der oxalsaure Kalk in zwei Systemen krystallisirt, nämlich im quadratischen, wenn er sechs, und im klinorhombischen, wenn er zwei Aequivalente Krystallwasser enthält, ist es begreiflich, welchen Formenreichthum seine Krystalle in Pflanzenzellen zeigen können. Die Grundform des ersteren ist das Quadrat-Oktaëder, die des letzteren das Hendyoëder, wodurch z. B. die Raphiden oft den Krystallen von schwefelsaurem Kalke sehr ähnlich werden.

Der kohlensaure Kalk (Kalkspath) kommt ausser den Cystolithen (S. 24) in den Plasmodien [1]) und als Einlagerung in die Zellhaut, oder als Auflagerung (weisser Ueberzug bei *Charen*) bei vielen Algen vor (*Corallinen*). Ferner soll er in Einzelkrystallen bei *Cycadeen*, *Cacteen*, bei *Hydrurus*, in der Zwiebel von *Allium sativum*, der Rinde der Korkeiche etc. vorkommen.

Auch schwefelsaurer Kalk [2]) (Gyps) soll krystallisirt bei *Musaceen* und *Scitamineen*, in der Rinde von *Betula-* und *Salix*-Arten, in der Wurzel von *Aconitum-*, *Bryonia-* und *Rheum*-Arten, im Campecheholze, auch im Gewebe von *Fucus vesiculosus* etc. auftreten [3]).

Die physiologische Bedeutung dürfte — beim oxalsauren Kalke wenigstens — wohl zumeist in der Neutralisirung der Oxalsäure bestehen.

§. 25. Weitere anorganische Substanzen.

Im nicht krystallinischen Zustande kommen noch eine grosse Anzahl von anorganischen Substanzen in Pflanzenzellen vor, doch wissen wir in den wenigsten Fällen, ob im Zellinhalte oder eingelagert in die Zellhaut. Die wichtigeren und häufiger auftretenden mögen indess doch hier Platz finden.

Zunächst sind es Kalksalze, die durch ihre Häufigkeit hervorragen. So wird phosphorsaurer Kalk in den Blättern von *Aconitum Napellus*, dem Rhizome von *Nymphaea alba*, den Wurzeln von *Paeonia officinalis*, *Polygala Senega*, *Glycyrrhiza glabra* und *echinata*, den Samen von *Sinapis nigra* und *Arachis hypogaea*, sowie im Milchsafte von *Chelidonium majus* angegeben. Salpetersaurer Kalk

[1]) De Bary. „Das Plasmodium.“ Leipzig 1864.

[2]) Löslich in viel Wasser, leichter in Säuren.

[3]) In den meisten Fällen wird es wohl oxalsaurer Kalk mit zwei Aequivalenten Krystallwasser sein.

soll bei *Borrago officinalis*, *Helianthus annuus*, *Urtica urens* und *Parietaria officinalis*, salzsaurer in der Wurzel von *Aconitum Lycotomum*, im Rhizom von *Curcuma longa*, in den Blüthen von *Narcissus Pseudo-Narcissus* und im Safte der Blätter von *Nicotiana Tabacum* vorkommen. Apfelsaurer Kalk ist in der Wurzel von *Nymphaea alba*, *Polygala Senega*, *Paeonia-*, *Asclepias-*, *Glycyrrhiza-*, *Bryonia-*Arten etc., in den Blättern von *Conium maculatum*, den Blüthen von *Verbascum*-Arten, den Samen von *Arachis hypogaea*, ferner im *Caranna*-Harze, im Labdanum und Euphorbium nachgewiesen; citronensaurer in der Rinde von *Cinchona*-Arten, der Wurzel von *Asarum europaeum*, der Zwiebel von *Allium Cepa*, in der Kartoffelknolle, dem Fruchtfleische der Orangen und im Safte von *Chelidonium majus*. Weinsteinsaurer Kalk findet sich in den Sennesblättern und der *Cetraria islandica*, gallussaurer bei *Helleborus niger* u. s. w.

Grosse Mengen von Kali kommen bei vielen Pflanzen vor. So fand Saussure in 100 Theilen Asche bei:

Zea Mais (Stengel)	59·0	Theile	Kali
Vicia Faba (Stengel und Blätter)	57·25	„	„
Aesculus Hippocastanum (Frucht)	51·0	„	„
Vicia Faba (reife Samen)	22·45	„	„
Gerste (reife Samen)	18·0	„	„
„ (Stroh)	16·0	„	„
Weizen (reife Samen)	15·0	„	„
„ (Stroh)	12·5	„	„
„ (Kleie)	14·0	„	„
Mais (reife Samen)	14·0	„	„

Phosphorsaures Kali enthielt die Asche bei:

Vicia Faba (Samen)	48%
Zea Mais (Samen)	47%
Triticum und *Hordeum* (Samen)	32%

auch kommt dasselbe bei *Agaricus piperatus* vor. Salpetersaures Kali enthält *Apium graveolens* in grossen Mengen, essigsaures wird in Sennesblättern, im Rhizome von *Amomum Zingiber*, den Knollen von *Cyperus esculentus*, den Blüthen von *Verbascum*, der Frucht von *Areca Catechu*, den Samen von *Linum*-Arten, ferner bei *Agaricus campestris* und *piperatus* angegeben; apfelsaures soll sich in den Wurzeln von *Paeonia officinalis* und *Polygala Senega*, in der Rinde von *Daphne Mezereum*, den Sennesblättern, bei *Fucus vesiculosus* etc. finden; oxalsaures enthalten *Oxalis acetosella*, *Rumex acetosa* (aus ihnen wird Kleesäure gewonnen) und *Fucus vesiculosus*;

citronensaures die Kartoffelknollen, weinsteinsaures die Beeren von *Vitis*, Tamarinden-Mus und *Cetraria islandica*, gallussaures *Helleborus niger*[1]) u. s. w.

Natron findet sich als oxalsaures Natron in allen Meeresstrandpflanzen, als kohlensaures bei *Mesembryanthemum glaciale* (Soda von Teneriffa) und als apfelsaures bei *Gratiola officinalis*.

Schwefel enthalten in grösseren Mengen[2]): Die ganzen Pflanzen von *Parietaria officinalis* und *Mercurialis annua*, die Stengel und Blüthen von *Ruta graveolens*, *Hyssopus officinalis*, *Artemisia Dracunculus* und *Melilotus officinalis*, die Blüthen von *Sambucus nigra*, *Tilia europaea* und *Citrus aurantium*, die Knospen von *Caryophyllus aromaticus*, die Samen von *Carum Carvi*, *Anethum*-, *Conium*-Arten u. s. w., ferner ist er in den Samen von *Cruciferen* (namentlich Senfsamen) und *Arachis hypogaea*, im Reismehle, der Sellerie etc. nachweisbar.

Phosphor findet sich (als Phosphorsäure) im Safte von *Allium Cepa*, in der Wurzel von *Paeonia officinalis*, den Samenhüllen der meisten Gräser, sowie im Mutterkorne; mit Apfelsäure zugleich in der Frucht von *Aesculus Hippocastanum* und den Blüthen von *Verbascum Thapsus*.

Jod und Brom finden sich in grossen Mengen in Meeresalgen vor, und zwar enthalten die Algen des Mittelmeeres vorwiegend Jod, die der Nordsee vorwiegend Brom. Ausserdem wurde Jod noch bei *Jungermannien*[3]), bei *Nasturtium officinale*, *Carex*-, *Nymphaea*-, *Rumex*-Arten u. s. w. aufgefunden.

Chlor ist als Kochsalz in Strand- und Steppenpflanzen — Salzpflanzen (*Halophyta*) — oft in beträchtlichen Mengen vorhanden; Kupfer, und zwar zum Theile regulinisch, wird[4]) für *Rhizomorpha*-Arten und *Lycopodium complanatum* angegeben, soll sich aber nach Sarzeau bei sehr vielen Gewächsen finden, namentlich im Krapp, in Weizensamen, in den Chinarinden und im Kaffe[5]).

Zink kommt als Zinkoxyd im Galmeiveilchen vor, doch nach Forchhammer[6]) auch in dem Holze und der Rinde der Eiche,

---

[1]) Die schwarze Niesswurz der Apotheken stammt fast ausnahmslos von *Actaea spicata* und *Helleborus viridis*.

[2]) Planche. „*Journal de pharm.*“ 1822. VIII. *pag.* 367.

[3]) Van der Mark. „Erdmann's Journal.“ 1848. *pag.* 244.

[4]) Bischoff. „*Leopold. Acad.*“ *XI. pars. II. pag.* 605.

[5]) Er berechnet die Menge Kupfer, die mit dem Kaffe jährlich nach Frankreich kommt, auf 560 Kilo, mit Weizen sogar 34062 Kilo (für 1830 etwa).

[6]) „Poggendorff's Annalen.“ XCV. *pag.* 90.

Buche, Linde [1]) und Föhre, jedoch nur in geringen Mengen; es enthalten dasselbe nach ihm sozusagen alle Pflanzen, die auf zinkhaltigem Boden vegetiren. Wie beträchtlich unter Umständen das in der Pflanze enthaltene Zinkoxyd werden könne, haben Risse's Analysen [2]) gezeigt. Es enthielt nämlich in lufttrockenem Zustande die Asche folgenden Procentgehalt an Zinkoxyd:

	Thlaspi alpestre (*Var. Calam.*)	*Viola tricolor* (*Var. Calam.*)	*Armeria vulgaris*	*Silene inflata*
Wurzel	1·66	1·52	3·58	0·74
Stengel	3·28	0·62	0·37	1·92
Blätter	13·12	1·16	1·17	
Blüthen	3·24	0·98	1·15	

In manchen Fällen (*Thlaspi alpestre*, *Viola tricolor*) wird dadurch eine ganz eigenthümliche Aenderung des Species-Charakters hervorgebracht, welche in dem Zusatze *Var. Calaminaria* ihren Ausdruck gefunden hat.

Aluminium findet sich besonders reichlich bei *Lycopodien*. Church [3]) fand folgende Procentgehalte in der Asche von

Lycopodium alpinum . . . . . 33·50%
Lycopodium clavatum . . . . . 15·24%
(Ritthausen findet . . . 20·69%)
Lycopodium Selago . . . . . 7·29%

(Für *Lycopodium Chamaecyparissias* findet Ritthausen sogar 39·07%.)

Die zahlreichen übrigen in Pflanzenzellen noch hie und da auftretenden Stoffe spielen eine so unbedeutende Rolle, dass wir sie hier füglich übergehen können, umsomehr als im III. Buche von ihnen, soweit es nöthig erscheint, die Rede sein wird.

Am Schlusse möge noch eine kleine Tabelle Platz finden, welche den Wassergehalt saftreicher Pflanzen, sowie die Vertheilung der verbrennlichen und der unverbrennbaren Substanz in denselben darlegt. Nach Baudrimont („*Compt. rendus.*“ 1872, Bd. LXXIV, *pag.* 877) enthielten 100 Theile von:

---

[1]) Als Curiosum sei erwähnt, dass einer weitverbreiteten Sage nach das Lindenholz Gold enthalten soll.

[2]) Ich kenne sie nur aus J. Sachs' „Experimental-Physiologie der Pflanzen“, *pag.* 154.

[3]) „*Chemical News.*“ 1874. *pag.* 137.

	Wasser	Organische Stoffe	Mineral-Stoffe
Cactus peruvianus	94·83	4·62	0·55
„ *triangularis*	88·32	10·08	1·60
„ *quinquangularis*	88·46	9·28	2·26
Opuntia sp.	93·64	4·64	1·72
„ *volutina*	92·19	4·85	2·96
„ *coccinilifera*	89·13	7·76	3·11
Crassula lactea	90·92	7·80	1·28
Sedum altissimum	87·07	10·90	2·03
Sempervivum arboreum	89·12	8·63	2·25
Sedum calcareum	87·81	9·19	3·00
Portulacca oleracea	90·96	7·00	2·04
Aloë sp.	79·63	17·68	2·69

Nach Geleznoff[1]) ist die Wasservertheilung in den verschiedenen Höhen eines Stammes eine solche, dass der Wassergehalt sich von unten nach oben vergrössert, aber in der Nähe des Gipfels sich wieder vermindert, so dass dieser oft sogar trockener ist als der Grund des Stammes. Das Gleiche gilt von den Zweigen. Uebrigens schwankt der Wassergehalt in den verschiedenen Jahreszeiten, bei verschiedenen Temperaturen etc. Eine Untersuchung von *Lilium giganteum* zeigte für den blühenden beblätterten Stengel einen Wassergehalt von 93·4%; die Blattlamina hatten einen von 89·4%, die Blattstiele 94·6%, die Blüthen 95·0%, die Pollenkörner 13·0%.

VI. Capitel.

Zellbildung.

§. 26. Allgemeines.

Soweit unsere Erfahrungen reichen, entstehen neue Pflanzenzellen (Tochterzellen) stets nur im Innern bereits gebildeter Zellen (Mutterzellen), niemals ausser (Urzeugung) oder zwischen denselben (meristematische Zellbildung). Denn auch dort, wo pflanzliche Organismen gleichsam spontan aufzutreten scheinen, wo sich, wie in Aufgüssen, bei Gährungen etc. scheinbar ohne Präexistenz bereits vorhandener Mutterzellen, neue Zellen, lediglich aus dem Zusammentreten

[1]) „Arbeiten d. Petersburger Ges. d. Naturf." 1874. V.

der sie bildenden Stoffe aufzubauen scheinen, haben die exacteren Untersuchungs-Methoden der Neuzeit diese Organismen stets auf Keime zurückgeführt, die, dem freien Auge unsichtbar, in der Atmosphäre sich vorfinden, in die betreffenden Flüssigkeiten u. s. w. hineingerathen und sich dort weiter entwickeln. Die unglaubliche Menge dieser Keime (Sporen), ihre enorme Kleinheit, die Zähigkeit, mit der sie auch die denkbar schlechtesten äusseren Verhältnisse ertragen, ohne abzusterben, ihre Fähigkeit endlich, in das Innere von Zellen und Geweben eindringen zu können (§. 52), lassen es begreiflich erscheinen, dass sie auch an Orten und unter Verhältnissen auftreten, wo man es durchaus nicht erwartet hätte. Ueberall indess, wo ein wirklich hermetischer Verschluss ihr Eindringen hindert, unterbleibt das Auftreten pflanzlicher Organismen.

Wir können demnach nicht so sehr von Zellbildung, sondern nur von Zellvermehrung sprechen.

Die äusserlich wahrnehmbaren Erscheinungen dieser Zellvermehrung sind nun sehr verschieden, immer aber ist es das Protoplasma[1]) der Mutterzelle, welches dieselben einleitet und die neuen Zellen — Tochterzellen — formirt, auch beruhen die Verschiedenheiten, wie genauere Betrachtung zeigt, mehr auf unwesentlichen Aeusserlichkeiten —; der Vorgang selbst ist im Grossen und Ganzen doch stets derselbe. Er lässt sich kurz so zusammenfassen, dass entweder das ganze oder ein Theil des Protoplasma's[1]) der Mutterzelle sich zu so vielen sphärischen Massen (Primordialzellen) ballt, als neue Zellen entstehen sollen und dass diese Primordialzellen sich endlich mit einer Haut umgeben und individualisiren.

Bei der Bildung neuer Zellen kommt es nun zunächst darauf an, ob nach deren Individualisirung die Zahl der bereits vorhandenen Zellen gegen früher vergrössert erscheint oder nicht. Nur in ersterem Falle können wir selbstverständlich von einer Zellvermehrung sprechen.

Eine solche Zellvermehrung kann aber in zweifacher Weise vor sich gehen; es wird dabei nämlich entweder nur ein Theil des Protoplasma's der Mutterzelle zur Bildung der Tochterzellen verbraucht — man nennt das Zellvermehrung durch freie Zellbildung[2]), oder aber das Gesammt-Protoplasma der Mutter-

---

[1]) Grün gefärbtes Protoplasma, wie bei *Sphaeroplea* etc., verhält sich da ganz wie ungefärbtes.

[2]) Schleiden, M. J. „Müller's Archiv." 1836. *pag.* 137.

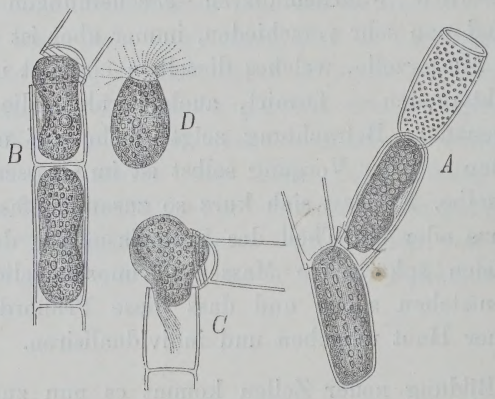
zelle wird zur Anlegung der Tochterzellen verwendet, man spricht dann von einer Zellbildung durch Theilung[1]).

In vielen Fällen wird aber durch das Entstehen einer neuen Zelle die Zahl der bereits vorhandenen nicht vermehrt, und auch da unterscheiden wir zwei Fälle:

Entweder der gesammte Protoplasma-Inhalt einer Zelle bildet sich zu einer neuen Zelle um, oder es verschmelzen die Protoplasmakörper zweier oder mehrerer Zellen zu einer einzigen neuen Zelle. Ersteres hat man Verjüngung[2]) oder Vollzellbildung[3]), letzteres Conjugation[4]) oder Copulation genannt; bei ihr wird, wie wir sehen werden, durch das Entstehen einer neuen Zelle die Zahl der vorhandenen zunächst sogar vermindert.

§. 27. Bildung einer neuen Zelle durch Verjüngung oder Vollzellbildung.

Fig. 109.



Bildung der Schwärmsporen bei *Oedogonium*. (Nach Pringsheim.)

Ein verhältnissmässig seltener Vorgang; es bilden sich auf diese Weise die Schwärmsporen und Spermatozoiden mancher Algen, die Oosphärien mancher derselben und der *Saprolegnien*, die Spermatozoiden vieler Moose und Gefässkryptogamen etc.

Im einfachsten Falle (*Oedogonium* und *Bulbochaete*) bildet sich, wie Pringsheim[5]) zuerst zeigte, die Schwärmspore dadurch,

[1]) Mohl, H. v. „Ueber die Vermehrung der Pflanzenzellen durch Theilung." Tübingen 1838.

[2]) Sachs, J. „Lehrbuch der Botanik." 1868. *pag.* 9.

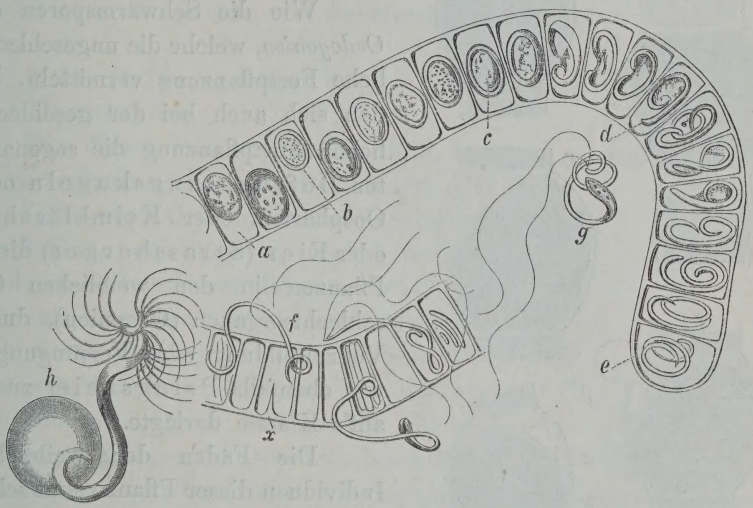
[3]) Strassburger, E. „Ueber Zellbildung und Zelltheilung." Jena 1875. *pag.* 167 ff.

[4]) Bary, A. de. „Untersuch. über die Familie der Conjugaten." Leipzig 1858.

[5]) „Jahrb. f. wiss. Botanik." I. 1858. *pag.* 25 ff.

dass sich der protoplasmatische Inhalt der Mutterzelle durch Ausstossen von Flüssigkeit allmälig zu einer kugeligen Masse zusammenzieht, sodann sich an einer Stelle dieses Plasmaballens eine hellere Stelle bildet, an welcher kurz darauf Cilien (Wimpern) auftreten (Fig. 109 *A*, *B*). Nun reisst die Zellwand der Mutterzelle (Fig. 109 *C*) und die so gebildete, noch hüllenlose neue Zelle (Schwärmspore [Fig. 109 *D*]) eilt davon. In derselben Weise geht die Schwärmsporenbildung bei einigen *Vaucherien* vor sich, nur dass da die neue Zelle öfters (*Vaucheria hamata*) noch während ihres Verweilens in der Mutterzelle eine Cellulosehaut erhält.

Fig. 110.



Vergrösserung 500. Bildung der Spermatozoiden bei *Nitella syncarpa*. *h* ein Farn-Spermatozoid, die Vacuole der Mutterzelle nach sich ziehend.

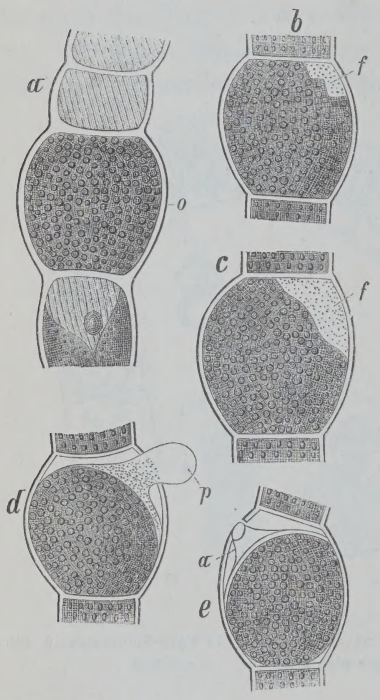
Der Cytoblast der Mutterzelle spielt hierbei gar keine Rolle und geht oft unversehrt auf die Tochterzelle über.

Durch Verjüngung bilden sich auch die Spermatozoiden der *Characeen*.

Man sieht da, wie sich nach Verschwinden des Cytoblasten der Protoplasma-Inhalt der Mutterzellen zunächst zu sphärischen Gebilden contrahirt (Fig. 110 *a*), und wie dann seine peripherische Zone (*b*) nach und nach (Fig. 110 *c*, *d*, *e*) unter Verbrauchung der ganzen protoplasmatischen Substanz in die Form des fertigen Spermatozoids übergeht, das später durch einen Riss in der Membran der Mutterzelle (*x*) entschlüpft (Fig. 110 *f*) und zu seiner normalen Gestalt auswächst (Fig. 110 *g*).

Bei den Farnen ist nur der Unterschied, dass[1]) das Protoplasma der Spermatozoiden-Mutterzellen durch eine im Zelllumen auftretende und sich rasch vergrössernde Vacuole zunächst an die Wand der Mutterzelle gedrängt wird und dann dort zum Spermatozoid sich differentiirt, welches nach Aufreissen der Mutterzellwand davoneilend an seinem cilienlosen Ende die eben erwähnte Vacuole mit fortnimmt (Fig. 110 *h*).

Fig. 111.



Vergrösserung 456. Bildung der Oosphärien bei *Oedogonium*. (Nach Jurányi.)

Nach Pfeffer[2]) bilden sich ebenso die Spermatozoiden bei *Selaginella*, nach Bauke[3]) bei den *Cyatheen*, nach Millardet[4]) bei anderen Gefässkryptogamen.

Wie die Schwärmsporen der *Oedogonien*, welche die ungeschlechtliche Fortpflanzung vermitteln, bilden sich auch bei der geschlechtlichen Fortpflanzung die sogenannten Befruchtungskugeln oder Oosphärien, oder Keimbläschen, oder Eier (Strassburger) dieser Pflanzen in den weiblichen Geschlechtsorganen (Oogonien), durch Vollzellbildung oder Verjüngung[5]), wie ebenfalls Pringsheim zuerst auf's Klarste darlegte.

Die Fäden der weiblichen Individuen dieser Pflanze sind schon früh durch die zwischen ihren vegetativen Zellen auftretenden weiblichen Geschlechtsorgane (Oogonien) kenntlich (Fig. 111 *a*). Der Inhalt dieser, durch ihre Grösse und ovale Form auffallenden Oogonien ist anfangs genau derselbe wie der der vegetativen Zellen; nach und nach verlieren sich aber die Chlorophyllbänder immer mehr und mehr, die isolirten Chlorophyllkörner werden immer zahlreicher und dichter, so dass das Oogonium endlich fast

[1]) Strassburger. *l. c. pag.* 172.

[2]) „Botan. Abhandlungen." Herausgegeben von Hanstein. I. 1871. *pag.* 15.

[3]) Pringsheim's „Jahrb. f. wiss. Botanik". X. *pag.* 73.

[4]) „*Le prothallium male des Cryptogames.*" Strassbourg 1869.

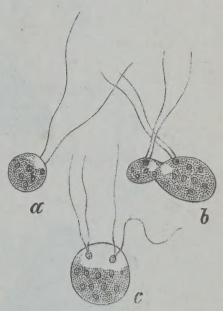
[5]) Desgleichen nach Cohn („Entwicklung der Gattung *Volvox*." Breslau 1875.) die Oosphärien von *Volvox*.

undurchsichtig wird. Zur Zeit der Geschlechtsreife tritt nur an einer Seite des protoplasmatischen Oogonium-Inhaltes unmittelbar unter dessen oberer Scheidewand, ein hellerer Fleck auf (Fig. 111 *b* bei *f*), der sich rasch vergrössert und den grünen Inhaltstheil nach hinten drängt (Fig. 111 *c*). Nun reisst plötzlich die Wand des Oogoniums deckelartig auf und ein Theil des protoplasmatischen Inhalts desselben (Fig. 111 *d* bei *p*) tritt zu Tage, verschwimmt aber bald im Wasser[1]), während der im Oogonium zurückgebliebene Inhalt sich wieder zurückzieht (Fig. 111 *e*), vorher aber auf seiner, der Oeffnung der Mutterzelle zugekehrten Oberfläche eine zarte Zellstoffhülle — Pringsheim's Befruchtungsschlauch — bildet (Fig. 111 *e* bei *a*). Nun zieht sich der ganze Inhalt zur Form einer Kugel zusammen und bildet so die nackte und unbefruchtete Eizelle.

§. 28. Bildung einer neuen Zelle durch Conjugation oder Copulation.

Das Wesen derselben besteht darin, dass die protoplasmatischen Inhalte zweier oder mehr Zellen unter Contraction (durch Substanz-Ausscheidung) mit einander verschmelzen und sich durch Cellulosewandbildung an der Oberfläche zu einer neuen Zelle individualisiren. Auch dieser Vorgang ist, als eine besondere Form geschlechtlicher Zeugung, nur auf niedere Pflanzen (Algen) und auf die Bildung von Fortpflanzungszellen (Sporen) beschränkt. Die sich vereinigenden Inhalte der conjugirenden Zellen können dabei entweder nahezu gleich gross sein, oder aber ausserordentlich verschiedene Grössen-Dimensionen zeigen.

Fig. 112.



Vergrösserung 500. Paarung der Schwärmsporen von *Pandorina Morum* nach Pringsheim. *a* eine einzelne Schwärmspore, *b* und *c* Paarung von Schwärmsporen.

In besonderer, typischer Reinheit kommt die Conjugation bei der Familie der Conjugaten[2]) vor.

Die einfachste Form von Copulation tritt uns wohl in der von Pringsheim[3]) entdeckten Paarung von Algen-Schwärmsporen vor die Augen. Nach längerem Herumschwärmen legen je zwei sich mit ihrem vorderen Ende an einander, bis sie sich berühren, und dann verschmelzen beide unter Contraction zu einem einzigen Protoplasmakörper (Fig. 112), der sich bald mit einer Zellhaut umgibt

[1]) Die Ausstossung eines Wassertropfens oder einer schleimigen Substanz, wodurch die Contraction ermöglicht wird, sieht man sehr schön bei *Vaucheria*-Sporen.

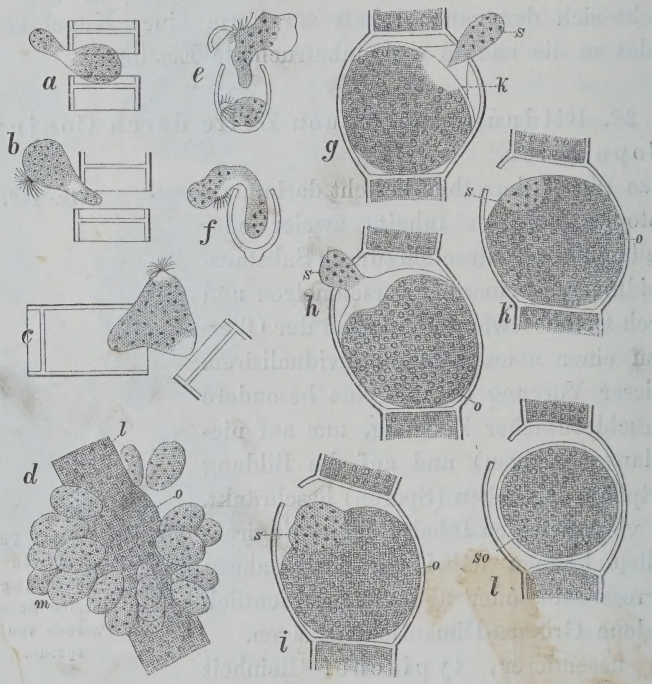
[2]) Bary, A. de. „Die Familie der Conjugaten." Leipzig 1858.

[3]) „Monatsber. d. Berliner Akademie." 1874.

und wieder Schwärmsporen erzeugt, die ihrerseits sich zu einer neuen Alge derselben Art entwickeln.

Auch die Befruchtung der durch Verjüngung angelegten Eizelle der *Oedogonien* (S. 204) geschieht durch einen einfachen Act von Conjugation. Während nämlich in den weiblichen Fäden, wie wir oben gesehen haben, sich diese Eizelle bildete, haben sich in den Zellen der männlichen Individuen der Pflanze (den sogenannten Antheridien-Zellen) Schwärmsporen gebildet, die durch einen Riss der Mutter-Zellhaut frei werden (Fig. 113 *a* bis *c*), bei

Fig. 113.



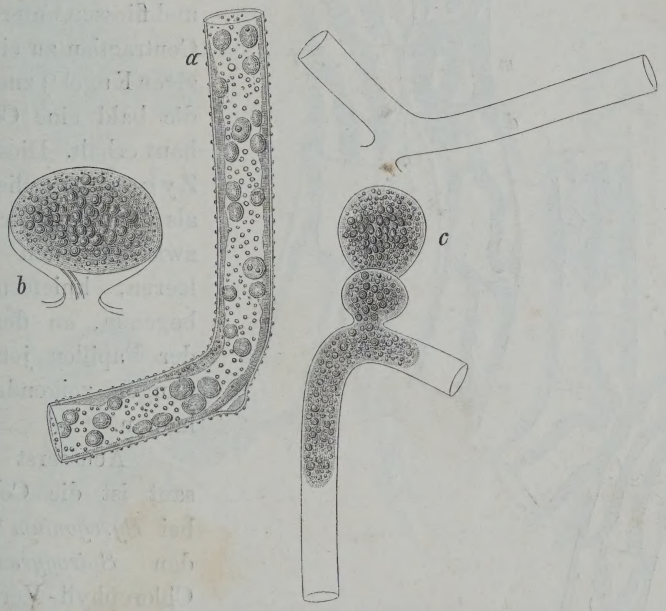
Vergrösserung 460. Befruchtung von *Oedogonium*. (Nach Jurányi.)

einer von Jurányi[1]) beschriebenen Art ½—1 Stunde lustig herumschwärmen und sich dann, zur Ruhe kommend, als sogenannte Zwergmännchen zu 3—6, ja bis 50 um oder auf ein Oogonium setzen (Fig. 113 *d* bei *m*). Kurz darauf entwickeln sich in jedem derselben zwei Samenkörper oder Spermatozoiden, welche ihrer Zeit durch Reissen der Mutter-Zellhaut ebenfalls nach einander frei werden (Fig. 113 *e*, *f*). Sie schwimmen aber nicht, wie die Schwärmsporen, herum, sondern zeigen nur eine herumtastende Bewegung,

[1]) Pringsheim's „Jahrb. f. wiss. Botan." X. *pag.* 1 ff.

wobei sie, eine zickzackförmige Linie um das Oogonium herum beschreibend, so lange fortfahren, bis sie die Oeffnung des Befruchtungsschlauches gefunden haben oder absterben. Hat das Spermatozoon aber diese Oeffnung erreicht, so drängt es sich hinein, bis seine Spitze die noch hüllenlose Eizelle berührt (Fig. 113 *g*). In diesem Momente erhellt das weibliche Organ an der Berührungsstelle, es tritt ein heller Fleck — der sogenannte Keimfleck (*k*) — auf und der männliche Befruchtungskörper verschmilzt allmälig mit dem Protoplasma-Inhalte des Oogoniums (Fig. 113 *h*, *i*, *k*), der sich während der Vorganges energisch contrahirt. Bald darauf ist die helle Partie

Fig. 114.



Vergrösserung 360. Copulation von *Genicularia spirotaenia*. (Nach de Bary.)

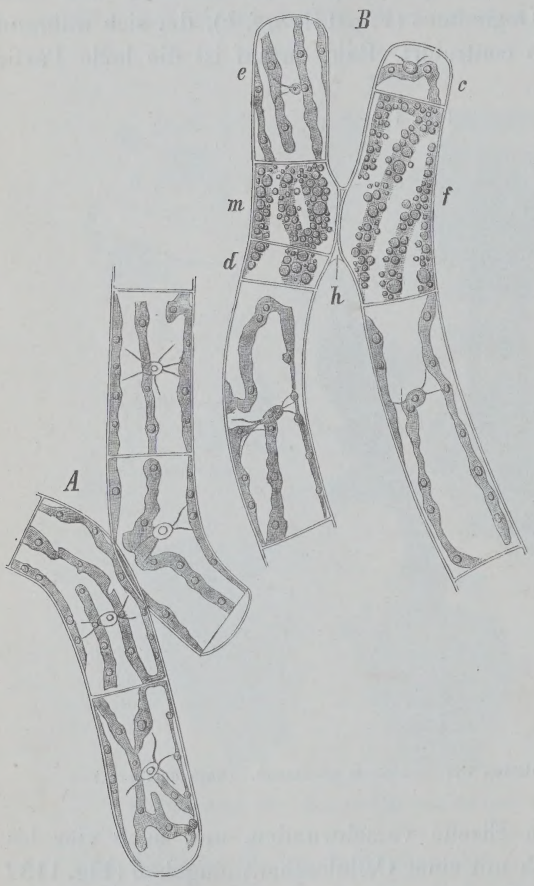
der nun befruchteten Eizelle verschwunden, und nach vier bis sechs Stunden hat sie sich mit einer Cellulosehaut umgeben (Fig. 113 *l* bei *so*). Die Bildung der Oospore ist damit vollendet.

Etwas weiter ausgebildet sehen wir den Vorgang der Zygosporen-Bildung durch Conjugation bei *Genicularia* [1]), einer confervenartigen *Desmidiacee*. Da nähern sich die Fäden zweier Individuen durch knieförmiges Einkrümmen und jedes treibt am Knie einander zugekehrte Papillen, ohne dass diese sich indess berührten (Fig. 114 *a*). An dem einen Individuum schwillt nun

[1]) Bary, A. de. „Die Conjugaten.“ *pag.* 27 ff.

plötzlich die Papille zu einer kugelförmigen Blase an, die Zellhaut bis zum Undeutlichwerden ausdehnend. Der gesammte protoplasmatische Inhalt (Plasma und Chlorophyll) der Zelle wandert darauf in die Blase (Fig. 114 *b*), ihr Inhalt rundet sich unter beträchtlicher Contraction kugelig ab und rückt sofort langsam nach der Papille der gegenüberliegenden Zelle vor (Fig. 114 *c*), in welcher nun ihrerseits der eben beschriebene Vorgang sich wiederholt. Nachdem auch hier die Membran der Blase verschwunden, berühren sich die beiden Plasmakugeln und fliessen unter starker Contraction zu einer einzigen Kugel[1]) zusammen, die bald eine Cellulosehaut erhält. Diese junge Zygospore liegt nun als dunkelgrüner Körper zwischen den beiden leeren, knieförmig gebogenen, an der Stelle der Papillen jetzt Oeffnungen zeigenden Zellhäuten.

Fig. 115.



Vergrösserung 190. Einleitung zur Copulation von *Syrogonium*. (Nach de Bary.)

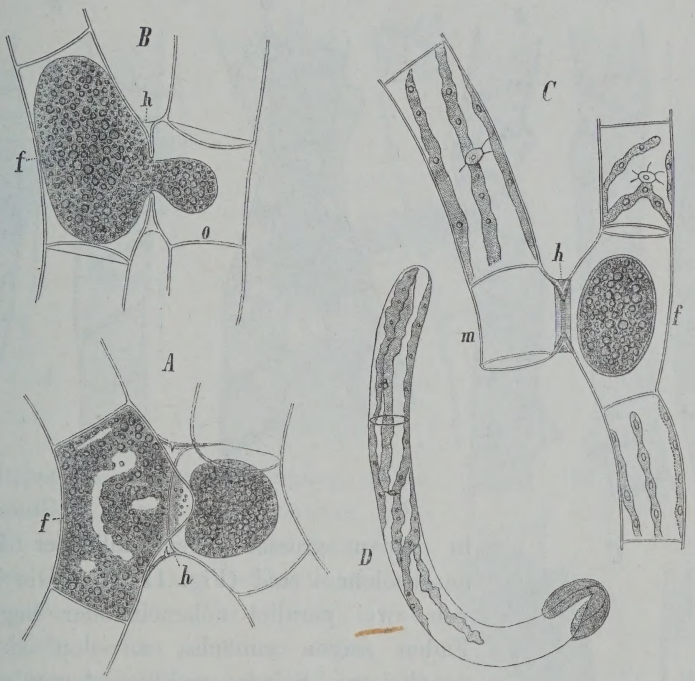
Aeusserst interessant ist die Copulation bei *Syrogonium*[2]), einer den *Spirogyren*, was Chlorophyll-Vertheilung betrifft, ähnlichen Conjugate. Sie wird eingeleitet dadurch, dass zwei gegenüberliegende Zellen zweier Fäden durch stumpfe, kurze Ausbuchtungen sich berühren und dort verwachsen (Fig. 115 *A*). Währenddem erzeugen diese copulirenden Zellen durch Theilung in ungleiche Abschnitte je eine bis zwei steril bleibende und eine Fructificationszelle (Fig. 115 *B*), die aber in beiden Zellen eines Paares ungleich

[1]) Sie ist wenig grösser als jede einzelne der früheren.

[2]) Bary, A. de. *l. c. pag.* 13 ff.

gruppirt sind. In der einen Zelle bleibt nämlich die kürzere Tochterzelle (*c*) steril, während die längere (Copulationszelle [Fig. 115 *B f*]) später zur aufnehmenden Fructificationszelle wird; in der anderen bleibt die längere (Fig. 115 *B e*) und eventuell eine sich später noch abgrenzende kleine (Fig. 115 *B d*) steril und die kürzere (*m*) wird zur abgebenden Fructificationszelle. Beide Copulationszellen theilen sich nicht wieder, die aufnehmende wird nach und nach tonnenförmig, in beiden die Spiralbänder breiter und anastomosirend, die

Fig. 116.



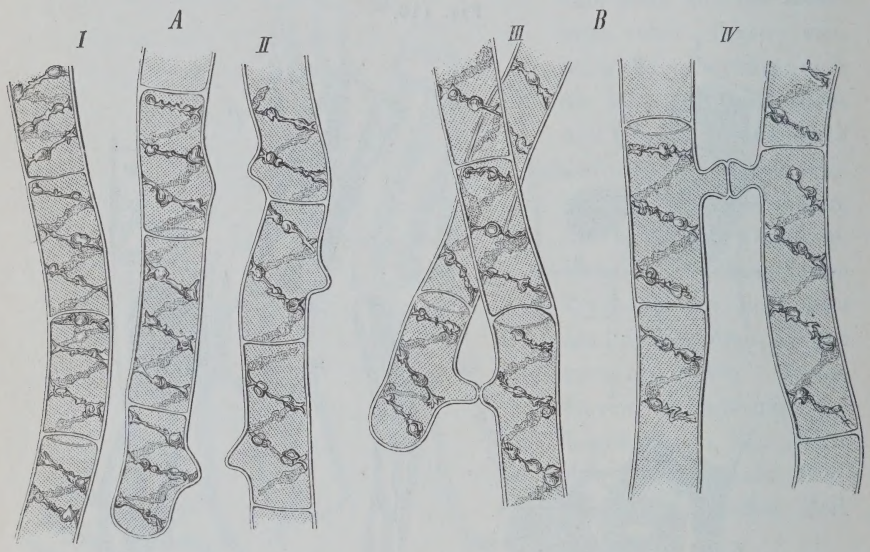
Vergrösserung 190. Copulation, Sporenbildung und Keimung von Syrogonium. (Nach de Bary.)

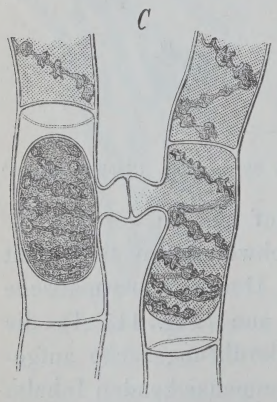
Amylumkerne grösser, es treten Fetttropfen auf und an der Verbindungsstelle wird ein Ring, durch Jod und Schwefelsäure sich nicht bläuender Substanz sichtbar (Fig. 115 *B h*). Der protoplasmatische Inhalt der abgebenden Zelle contrahirt sich nun (Fig. 115 *A*), die trennende Membran wird in der Mitte der Berührungsfläche aufgelöst und er fliesst mit dem sich ebenfalls zusammenziehenden Inhalte der aufnehmenden Zelle zusammen (Fig. 115 *B*). Hierauf erfolgt unter Substanzverlust (Wasser?) Contraction der vereinigten Inhalte zur eiförmigen, frei im Lumen der aufnehmenden Zelle schwimmenden, anfangs hautlosen Zygospore und endlich Membranbildung um dieselbe (Fig. 116 *C*). Nicht lange darauf keimt sie durch Austreiben

einer schlauchartigen Zelle (Keimschlauch [Fig. 116 *D*]), die sich bald in zwei theilt und deren obere einen neuen Zellenfaden, eine neue Pflanze, aufbaut, während die untere ungetheilt verbleibt.

Typisch erfolgt die Conjugation bei der Zygosporen-Bildung der Spirogyren, deren Arten Zellfäden bilden, die aus cylindrischen Zellen bestehen, welche einen in der Regel centralen Cytoblasten besitzen und durch spiralige Bänder von Chlorophyll,

Fig. 117.

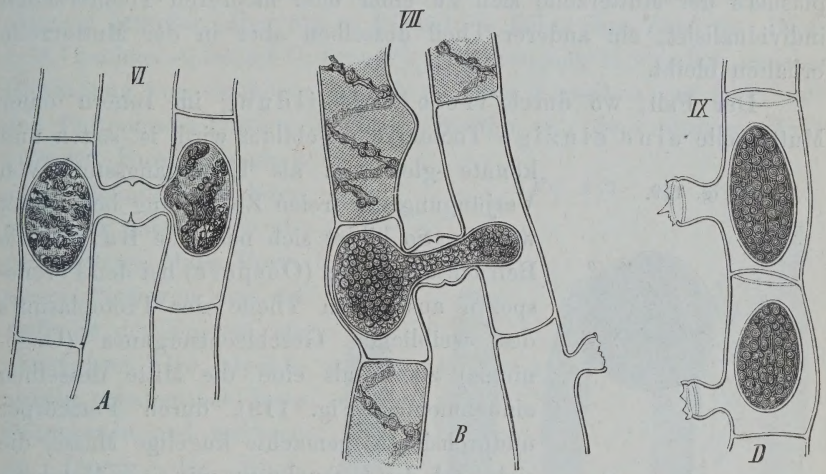




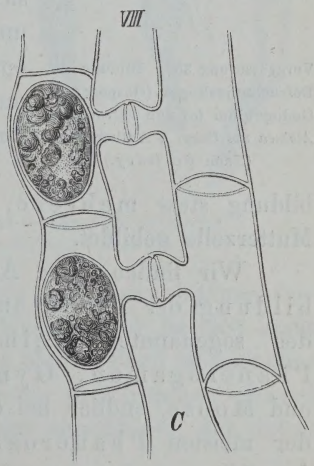
in denen grössere Amylumkörner liegen, ausgezeichnet sind (Fig. 117 *A*). Die Zellen von zwei parallel nebeneinander liegenden Fäden zeigen zunächst an den einander zugekehrten Seiten papillöse Ausstülpungen (Fig. 117 *B*), die immer grösser werden, bis sie sich endlich berühren (Fig. 117 *C*), worauf die Membran der Berührungsfläche resorbirt wird und also ein schmaler Canal je zwei Zellen zweier Individuen verbindet. Da dieser Vorgang fast immer im ganzen Zellfaden vor sich geht, stellen copulirende Spirogyren leiterförmig verbundene Zwillingsfäden dar. Während der successiven Ausbildung des Canales ziehen sich die Protoplasma-Inhalte beider Zellen unter Wasserausstossung immer mehr zusammen; die Windungen des Spiralbandes werden immer mehr zusammengepresst (Fig. 117 *C*), und endlich liegt in jeder Zelle je ein

kugelförmiger, dunkelgrün gefärbter Protoplasmakörper (Fig. 118 *A*). Der eine derselben setzt sich bald darauf in Bewegung, presst sich in den engen Verbindungscanal hinein (Fig. 118 *B*), endlich durch denselben hindurch und gelangt so an den der gegenüberliegenden Zelle. Im Momente der Berührung verschmelzen beide zu einem einzigen kugelförmigen Protoplasmakörper, der in Folge starker Contraction nicht wesentlich grösser erscheint, als jede einzelne

Fig. 118.



Inhaltsportion vor der Vereinigung, selbstverständlich aber noch intensiver grün gefärbt ist (Fig. 118 *C*). Bald darauf umgibt er sich mit einer Zellhaut, und die Zygospore ist fertig (Fig. 118 *D*).



Nicht selten copuliren auch die Zellen von drei Fäden mit einander; das Product ist dann eine durch ihre beträchtliche Grösse abstechende Spore. Oft schnürt sich [1]) ein Theil des übertretenden Protoplasma's von der Hauptmasse ab und zerfliesst später im Zellsafte, ohne weiter verwendet zu werden; oft bleibt auch beim Uebertritte die Masse im Canale stecken, oder es contrahirt sich der Inhalt der einen Zelle früher als der der anderen. Dann umgibt sich jeder derselben mit einer Membran, der Canal öffnet sich aber in diesem Falle nur selten durch Resorption der Verbindungs-Membran, sondern bleibt

[1]) Bary, A. de. *l. c. pag.* 1 ff.

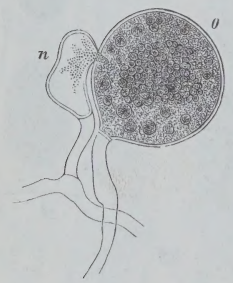
geschlossen; auch kann es geschehen, dass der Inhalt der einen Zelle wohl in die andere tritt, aber nicht mit dem Protoplasmakörper derselben verschmilzt, sondern dass jeder sich mit einer Haut umgibt und so zwei zygosporenähnliche Kugeln in Einer Zelle liegen u. s. w.

§. 29. Freie Zellbildung.

Sie wurde von Schleiden[1]) entdeckt und ist im Wesentlichen dadurch charakterisirt, dass dabei nur ein Theil des Protoplasma's der Mutterzelle sich zu einer oder mehreren Tochterzellen individualisirt, ein anderer Theil desselben aber in der Mutterzelle erhalten bleibt.

Der Fall, wo durch freie Zellbildung im Innern einer Mutterzelle eine einzige Tochterzelle gebildet wird, ist selten und könnte gleichsam als Uebergangsstufe von Verjüngung zur freien Zellbildung bezeichnet werden. So bildet sich nach de Bary[2]) die Befruchtungskugel (Oospore) bei den Perenosporen aus einem Theile des Protoplasma's des weiblichen Geschlechtsorganes (Oogoniums) zuerst als eine die Mitte desselben einnehmende (Fig. 119), durch Fettkörper undurchsichtig gemachte kugelige Masse, die sich nach der Befruchtung mit einer Membran umgibt und zur neuen Zelle wird; desgleichen entstehen die Spermatozoiden bei *Marsilia* nur aus einem Theile des Protoplasma-Inhaltes ihrer Mutterzelle.

Fig. 119.



Vergrösserung 350. Bildung der Befruchtungskugel (Oospore) im Oedogonium (*o*) von *Perenospora Alsinearum Casp.* *n* Antheridium. (Nach de Bary.)

In der Regel werden durch freie Zellbildung stets mehrere, oft sehr viele Tochterzellen in einer Mutterzelle gebildet.

Wir finden diese Art der Zellvermehrung bei der Sporenbildung der Flechten und Ascomyceten[3]), bei der Bildung der sogenannten Keimbläschen und Gegenfüssler der Phanerogamen, Gymnospermen, Gefässkryptogamen und Moose, endlich bei der Bildung des Endosperms im Samen der meisten Phanerogamen und des Eiweisses (Albumens) der Gymnospermen.

---

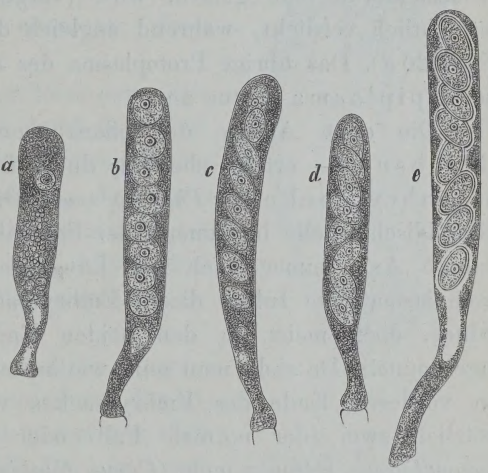
[1]) Müller's „Archiv". 1838. *pag.* 137.

[2]) „Morph. u. Phys. d. Pilze, Flechten etc." Leipzig 1866. *pag.* 158.

[3]) Das ist: Pilze, die ihre Fortpflanzungszellen (Sporen) in Schläuchen (*Ascis*) bilden.

Nach de Bary[1]) ist der jugendliche Ascus von *Pezizen* mit feinkörnigem, vacuolenhaltigem Protoplasma erfüllt, in dessen Mitte ein heller, kugeliger Cytoblast sichtbar wird, in welchem ein centraler, kleiner, stark lichtbrechender, runder Nucleolus liegt. Später rückt das Protoplasma in das obere Ende des Ascus, im unteren bleibt eine wässerige Flüssigkeit und ein dünner Plasmabeleg an der Wand. Der Anfang der Sporenbildung im erwachsenen Ascus wird dadurch angezeigt, dass an Stelle des ursprünglichen Cytoblasten zwei kleinere auftreten; später findet man vier, dann acht, alle von gleicher Structur, aber um so kleiner, je höher ihre Zahl ist. Diese acht Cytoblasten letzter Ordnung[2]) gruppiren sich in ziemlich gleicher Entfernung von einander; endlich ist jeder derselben von einer runden Protoplasma-Portion umgeben, welche von dem übrigen durch grössere Durchsichtigkeit ausgezeichnet und durch eine sehr zarte Linie abgegrenzt ist. Diese Protoplasma-Portionen sind die Anfänge der Sporen, sie entstehen alle gleichzeitig, erhalten bald feste Membranen und wachsen im Innern des Ascus etwa auf das Doppelte ihrer ursprünglichen Grösse heran[3]).

Fig. 120.



Sporenbildung bei *Ascobulus furfuraceus*. (Nach Janczewski.)

Die Sporenbildung bei *Ascobulus furfuraceus* erfolgt nach Janczewski[4]) in folgender Weise:

Ein junger Ascus, welcher sich schon zur Sporenbildung vorbereitet hat, besitzt eine keulenförmige Gestalt und ist mit stark lichtbrechendem Protoplasma erfüllt. Dessen oberer Theil ist vacuolenfrei (homogen); in demselben befindet sich ein kugelrunder, schwach lichtbrechender Nucleus, der einen Nucleolus einschliesst; der untere

[1]) *l. c. pag.* 102 ff. Fig. 39.

[2]) Bei *Peziza convexula* erfolgt nach Sachs („Lehrb. d. Bot." *pag.* 11) die Sporenbildung ohne vorhergehende Bildung von Cytoblasten.

[3]) Später wird das übrige Protoplasma des Ascus stärker lichtbrechend, homogen, glänzend und durch Jodlösung rothbraun oder violett gefärbt. De Bary bezeichnet es dann als Epiplasma.

[4]) „Bot. Ztg." 1871, *pag.* 258. — Beobachtet wurde in Albuminlösung.

Theil enthält Vacuolen, die, je weiter nach unten, desto grösser werden (Fig. 120 *a*). Vor der Sporenbildung verlängern sich zuerst die Schläuche in ihrem oberen Theile, d. i. dort, wo das Protoplasma völlig homogen ist, ohne ihre Structur im mindesten zu verändern; dann verschwindet in einem gewissen Momente der Nucleus und plötzlich erscheinen die acht Sporen auf einmal (Fig. 120 *b*). Secundäre Cytoblasten, welche der Sporenbildung vorangehen, beobachtete er nie. Diese simultan (d. i. gleichzeitig) entstandenen Sporen sind zuerst kugelförmige, schwach lichtbrechende Protoplasma-Portionen, in deren Mitte ein Cytoblast mit einem Nucleolus vorhanden ist; in diesem Zustande besitzen sie noch keine feste Membran und werden durch Ammoniak gänzlich zerstört. Später werden sie oval (Fig. 120 *c*) und bekleiden sich mit einer anfangs sehr dünnen Cellulose-Membran, die durch Jodlösung, wie die Ascusmembran blau gefärbt wird (vergl. §. 19) und später sich beträchtlich verdickt, während zugleich der Sporeninhalt sich körnt (Fig. 120 *d*). Das übrige Protoplasma des Ascus nimmt allmälig auch hier Epiplasma-Natur an.

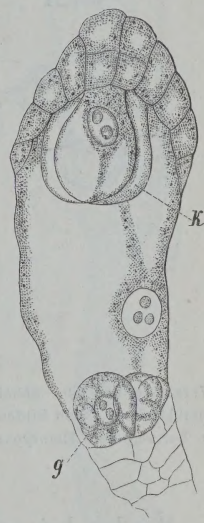
Die erste Anlage des pflanzlichen Embryo — die Keimbläschen[1]) — erfolgt ebenfalls durch freie Zellbildung, und zwar im Embryosacke der *Phanerogamen*. Dieser stellt eine gigantische, ellipsoidische Zelle im Innern der Samenknospe dar und hat seine längere Axe immer nach der Längsaxe derselben orientirt. Der protoplasmatische Inhalt dieses Embryosackes ist verschieden angeordnet, doch meist an den beiden Enden desselben vorwiegend angesammelt. Da sieht man nun, wie in der Protoplasma-Ansammlung am vorderen Ende des Embryosackes vor der Befruchtung, plötzlich zwei (der normale Fall) oder drei (*Orchideen*, *Liliaceen*, *Amaryllideen*), seltener mehr (*Citrus*, *Funkia*) sphärische Verdichtungen der Protoplasma-Substanz auftreten, die sich bald als scharf umschriebene Cytoblasten individualisiren. Um sie verdichtet sich abermals Protoplasma und bildet bald nach unten scharf umgrenzte Primordialzellen, die eng aneinanderliegend das vordere Ende des Embryosackes einnehmen, rasch in die Länge wachsen und entweder noch vor der Befruchtung (*Crocus*, *Viscum*, *Nuphar*), in der Regel aber erst nach derselben ihre Cellulosehaut erhalten. Es sind diess die sogenannten Keimbläschen (Fig. 121). Oft gehen sie alle bis auf Eines wieder rasch zu Grunde (*Agrostemma Githago*), oft bleiben sie aber auch alle erhalten, stets aber wird nur Eines befruchtet und bildet später den Pflanzenkeim oder Embryo, auch ist es immer das

[1]) Hofmeister, W. „Abhandl. d. kön. sächs. Gesellschaft d. Wissensch." VII. *pag.* 668 ff.

dem Scheitel des Embryosackes fernste, welches erhalten bleibt. Der Cytoblast des Embryosackes bleibt, ohne die geringste Betheiligung bei diesen Vorgängen, erhalten.

Am entgegengesetzten Ende des Embryosackes entstehen bei sehr vielen Pflanzen, noch vor Entwicklung der Keimbläschen, aber genau in derselben Weise wie diese, Zellchen, die man Gegenfüssler oder Antipoden genannt hat (Fig. 121 *g*). Diess ist der Fall ausnahmslos [1]) bei *Crocus vernus*, *Leucojum vernum*, *Triticeen*, den meisten *Ranunculaceen*; hie und da bei *Zostera*, *Aroideen* und *Colchicaceen*. Den *Orchideen*, *Najadeen*, *Cannaceen*, *Caryophylleen* etc. fehlen sie dagegen fast ausnahmslos. Meist sind ihrer drei vorhanden, es kann jedoch (*Tricticeen*) ihre Zahl bis auf zwölf steigen. Nach der Befruchtung werden sie meist aufgelöst, nur selten bleiben sie länger erhalten (*Anemone nemorosa*, *Arum maculatum*).

Fig. 121.



Vergrösserung 180. Embryosack von *Bulbocodium vernum* mit den Keimbläschen (*k*) und den Gegenfüsslern (*g*).
(Nach Hofmeister.)

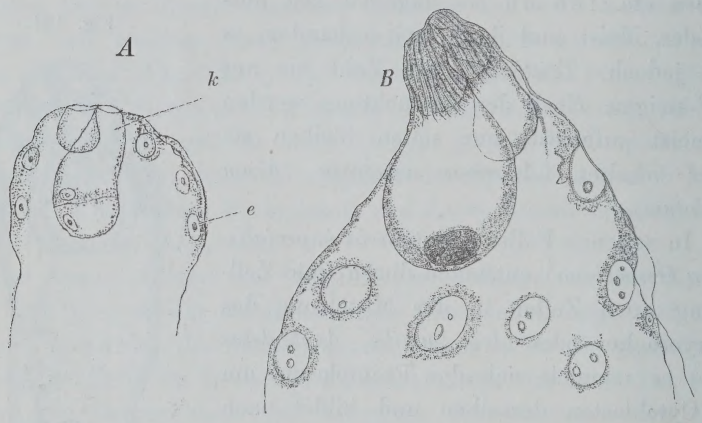
In seltenen Fällen (*Fritillaria imperialis*, *Tulipa Gesneriana*) entstehen durch freie Zellbildung auch Zellen in der Mittelzone des Embryosackes oder (*Iris pumila*, *Asphodelus luteus*) es sammelt sich das Protoplasma um den Cytoblasten desselben und bildet nach Abscheidung von Zellhaut eine neue, frei gebildete Zelle [2]).

Der Embryosack der meisten Angiospermen (Pflanzen mit verdeckten Samen) wird nach der Befruchtung ausgefüllt durch Zellen, welche ebenfalls frei im Protoplasma desselben entstehen und das Endosperm [3]) darstellen. Man sieht da zuerst den Cytoblasten des Embryosackes im Protoplasma zerfliessen und — meist in regelmässigen Abständen (*Zea*, *Iris*, *Polygonum*, *Anemone*) — im protoplasmatischen Wandbelege Nucleoli als kleine Verdichtungen des Protoplasma's entstehen, die sich bald durch sphärische Ansammlungen neuer Protoplasma-Substanz zu ebensoviel Cytoblasten individualisirt haben (Fig. 122), um die sich abermals Protoplasma häuft und Primordialzellen bildet, welche sich bald mit Zellhaut umkleiden und rasch heranwachsen (Fig. 122 *B*).

[1]) Hofmeister, W. *l. c. pag.* 676 ff.
[2]) *l. c. pag.* 677.
[3]) *l. c. pag.* 701 ff.

Liegen die im Embryosacke sich frei bildenden ersten Endospermzellen in weiten Abständen von einander, wie bei *Gagea lutea*, *Leucojum vernum*, *Prunus Cerasus*, so lösen sie sich nach ihrer Abrundung ganz aus dem Wandprotoplasma los und treten in den wässrigen Zellsaft des Embryosackes; neue Zellen bilden sich weiter im Wandbelege desselben, lösen sich ebenfalls ab und das geht so fort, bis dadurch und durch Theilung (§. 30) der älteren Endospermzellen der ganze Embryosack endlich mit Endosperm gefüllt ist.

Fig. 122.



A. Vergrösserung 250. Scheitelregion eines befruchteten Embryosackes von *Veltheimia viridiflora*. *k* Keimbläschen, *e* sich bildende Kerne von Endospermzellen. *B*. Vergrösserung 500. Oberer Theil eines befruchteten Embryosackes von *Sorghum halepense* beim Beginne der Endospermbildung. (Nach Hofmeister.)

Wieder bei anderen Pflanzen (*Aroideen*) wird nur ein Theil des Embryosackes mit Endosperm gefüllt, der andere bleibt frei davon oder (wie bei *Labiaten*, *Personaten*, *Campanuleen*, *Plantagineen* u. s. w.) das Endosperm bildet sich nicht durch freie Zellbildung, sondern vom Anfange an durch Zelltheilung, respective Scheidewandbildung im Embryosacke.

In allen Fällen umschliesst das Endosperm endlich als geschlossenes Gewebe den jungen Embryo, wird aber beim Wachsthume desselben entweder zum Theile (*Gramineen*), oft aber auch ganz verdrängt und aufgezehrt (eiweisslose *Aroideen*).

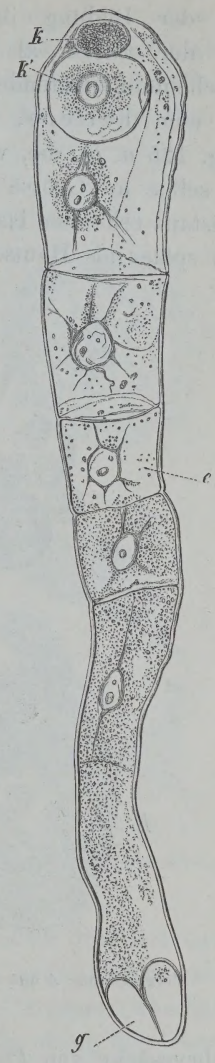
Bei schmalen Embryosäcken (*Solaneen*, *Nymphaeen*) werden dieselben schon durch die erste Endospermlage ausgefüllt (Fig. 123), bei geräumigen entstehen durch freie Zellbildung in jeder der Zellen dieser ersten Endospermschicht zwei bis vier Tochterzellen, die sich

weiter durch Theilung (§. 30) vermehren, bis auch da endlich das Endosperm den ganzen Embryosack füllt [1]).

Gleichfalls durch freie Zellbildung, und zwar genau wie das Endosperm der Angiospermen, entsteht der Eiweisskörper, das heisst die Füllung des Embryosackes mit Gewebe bei den Gymnospermen (nacktsamigen Pflanzen), besonders bei den *Coniferen*, jedoch mit dem Unterschiede, dass seine Bildung hier vor der Befruchtung erfolgt. Eine Modification des Vorganges findet nur bei den *Coniferen* mit zweijähriger Samenreife statt [2]). Hat sich da nämlich im ersten Jahre der Embryosack ganz mit Eiweisszellen gefüllt, so verdicken sich dieselben zunächst beträchtlich und bleiben den ganzen Winter in diesem Zustande. Im nächsten Frühjahre (März) lösen sich diese verdickten Wände völlig und die Eiweisszellen schwimmen als primordiale Zellen im Embryosacke. In jeder derselben bilden sich bald darauf durch freie Zellbildung zwei bis vier Tochterzellen (Fig. 124 *A*), die durch Zerfliessen der Haut ihrer Mutterzelle frei werden. Während dem (April, Mai) ist der Embryosack stark — bis zum Zwanzigfachen seines früheren Volums — gewachsen [3]) und nun legen sich die bisher freien Tochterzellen zuerst in Einer (Fig. 124 *B*), dann in mehr Zellschichten an seine Innenfläche, bis der ganze Embryosack mit einem nunmehr weit voluminöseren, strahlig angeordneten Eiweisskörper gefüllt ist, als der vorjährige war (Fig. 124 *C*). Seine weitere Entwicklung erfolgt durch Zelltheilung.

Nach Strassburger [4]) tritt bei der freien Zellbildung die Individualisirung der

Fig. 123.



Vergrösserung 250. Embryosack von *Viscum album* mit Endospermzellen (*e*) gefüllt. *k'* das befruchtete, *k* das allmälig zu Grunde gehende Keimbläschen, *g* die Gegenfüssler. (Nach Hofmeister.)

[1]) Bei *Ranunculaceen* und *Euphorbien* sitzen die ersten Endospermzellen auch auf dem befruchteten Keimbläschen.

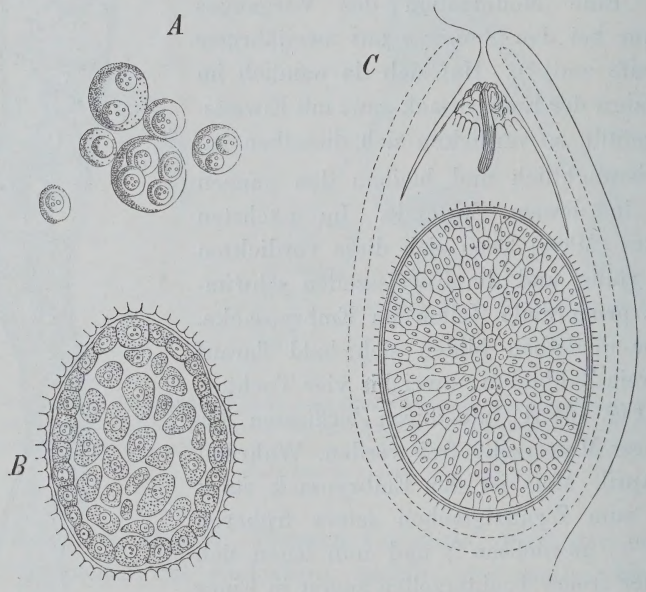
[2]) Hofmeister, W. „Vergl. Untersuchungen etc." Leipzig 1851. *pag.* 127 ff.

[3]) Dabei verdrängt er die angrenzenden Theile der Samenknospe.

[4]) „Ueber Zellbildung und Zelltheilung." Jena 1875. *pag.* 1 ff.

neuen Primordialzellen nicht später, sondern gleichzeitig mit der Bildung ihrer Cytoblasten ein und macht sich sofort bei der zuerst als punktförmige Protoplasma-Verdichtungen in Erscheinung tretenden Neubildung von Cytoblasten (Fig. 125 *a*), als eine hellere, deutlich umschriebene Zone sichtbar (Fig. 125 *a*, *b*), die, während der bisher punktförmige Cytoblast und sie selbst an Grösse zunehmen, bereits radiäre Anordnung ihrer Substanz erkennen lässt (Fig. 125 *c*, *d*). Ihre äussere Schicht differentiirt sich später als Hautschicht (*f*); die wachsenden Primordialzellen (im

Fig. 124.



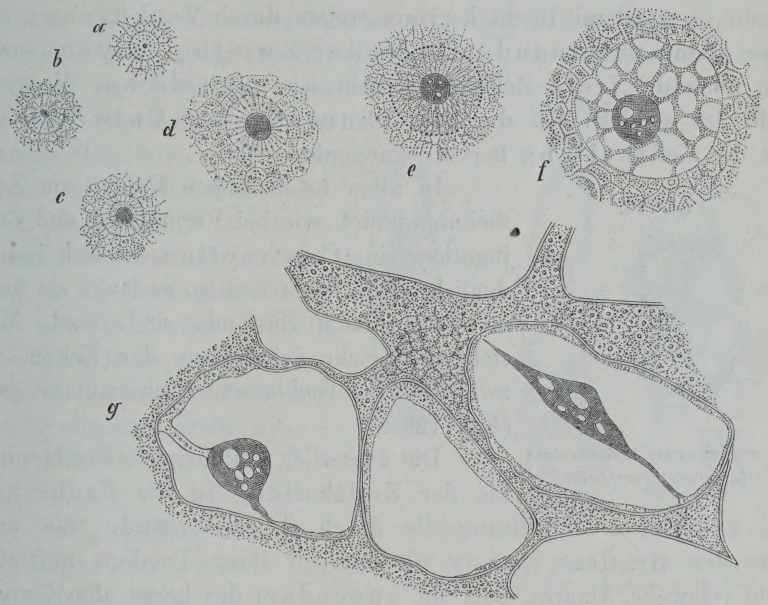
Vergrösserung *A* und *B* = 300, *C* = 50. Bildung des Eiweisses bei *Pinus silvestris*. (Nach Hofmeister.)

Embryosacke von *Phaseolus multiflorus*) legen sich, das sie umgebende Protoplasma allmälig verbrauchend (Fig. 125 *g*), völlig aneinander und nun erst wird zwischen ihnen eine durch Chlorzink nachweisbare Cellulose-Lamelle sichtbar. Strassburger hat dabei die

[1]) Nach Tschistiakoff („*Nuovo Giorn. bot. ital.*“ VI. *pag.* 70) sind der Nucleus und der Nucleolus der Autoren unbegrenzte Plasmakugeln, welche erst unter dem Einflusse des Wassers sichtbar werden, der sie zwingt, sich in der Form von Nucleus und Nucleolus der Autoren als Organe oder morphologische Theile des Plasma's zu begrenzen. — Dieser Auffassung widersprechen die Bilder, die man von Cytoblasten in beliebigen Altersstufen erhält, wenn man sie nicht unter Wasser, sondern unter anderen Medien betrachtet.

wichtige Thatsache constatirt, dass die Dichte des Protoplasma's die Grösse der zu bildenden Zellen in der Weise beeinflusst, dass sie in den dichteren Theilen des Protoplasma's viel kleiner als in den lockeren ausfallen. Das erklärt vielleicht, warum in den Zellen von *Hydrodictyon* das eine Mal die grösseren, das andere Mal die kleineren Schwärmsporen sich bilden u. s. w.

Fig. 125.



Vergrösserung 600. *a* bis *g*: Freie Zellbildung im Embryosacke von *Phaseolus multiflorus*. (Nach Strassburger.)

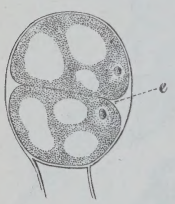
§. 30. Zellbildung durch Theilung oder Zelltheilung. Man hat diese Art von Zellvermehrung auch vegetative Zellbildung genannt, weil sie in wachsenden Organen, überhaupt bei der Gewebebildung, zumal höherer Pflanzen, die einzig herrschende ist; es wird dabei der ganze Protoplasma-Inhalt der Mutterzelle zur Bildung der neuen Tochterzellen verbraucht, und zwar erfolgt da mit seltenen Ausnahmen [1]) entweder Zwei- oder Viertheilung der Mutterzelle. Letzteres bei der Pollenbildung der *Phanerogamen*, sowie der Sporenbildung der meisten höheren *Kryptogamen*, ersteres bei der Gewebebildung in den Organen der Pflanzen [2]).

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." Berlin 1867. *pag.* 493.

[2]) Begründet wurde die Lehre von der Zelltheilung durch:
Mirbel. „*Rech. sur la Marchantia polymorpha.*" Paris 1831.
Mohl, H. „Die Vermehrung der Pflanzenzellen durch Theilung." Tübingen 1835.

Als Uebergänge, und zwar zur freien Zellbildung wären jene Fälle zu betrachten, wo sich zahlreiche neue Tochterzellen aus dem Gesammt-Protoplasma der Mutterzelle entwickeln. So bei der Schwärmsporen-Bildung von *Hydrodictyon*, *Cladophora*, *Achlya* etc.[1]). Dabei kann es sogar geschehen, dass die neu entstandenen Zellen erst nach ihrem Austritte aus der Mutterzelle sich vollständig individualisiren. Strassburger[2]) bezeichnet diese Art von Zelltheilung als Vielzellbildung und glaubt sie wohl mit Recht hervorgegangen durch Verkürzung aus einer Reihe aufeinanderfolgender Zweitheilungen, sowie ihm auch die freie Zellbildung kein ursprünglicher Vorgang mehr ist, sondern ein durch Verkürzung der Entwicklung aus der Zelltheilung hervorgegangener.

Fig. 126.



Vergrösserung 300. Endzelle eines Haares von *Bryonia alba*.

In allen beobachteten Fällen von Zelltheilung findet, wie bei Verjüngung und Conjugation, eine Contraction der sich individualisirenden Tochterzellen, so lange sie noch im primordialen Zustande sind, statt. Man sieht diess sehr deutlich an den Ecken, wo zwei solcher Tochterzellen zusammenstossen (Fig. 126 *e*).

Die äusserlich auffallendste Erscheinung bei der Zelltheilung ist die Fächerung des Zellinhaltes der Mutterzelle durch Scheidewände, die man entweder simultan, das ist plötzlich in ihrer Totalität auftreten sieht (Gewebe, Haare), oder die succedan, das heisst allmälig von der Peripherie der Mutterzellhaut nach dem Zellinnern sich vorschieben (vegetative Zellen vieler Algen [*Spirogyra*], Pollenbildung vieler *Phanerogamen*). Der Scheidewandbildung geht stets eine Protoplasma-Ansammlung in plattenförmigen Zonen voraus, durch welche später die Scheidewand durchsetzt, desgleichen

---

Meyen, F. J. F. „Neues System der Pflanzen-Physiologie.“ II. Berlin 1838.

Naegeli, C. „Zeitschrift für wissenschaftliche Botanik.“ 1844. *pag.* 34.

Unger, F. „Botanische Zeitung.“ 1844. S. 489 ff.

Gänzlich abweichende Ansichten hatten aufgestellt:

Karsten, H. „*De cella vitali.*“ Berlin 1843.

Hartig, Th. „Das Leben der Pflanzenzelle.“ 1844.

Weiss, A. „Die Pflanzenhaare.“ Berlin 1867.

Strassburger, E. „Ueber Zellbildung und Zelltheilung.“ Jena 1875.

Die neuere Literatur siehe bei Hofmeister, W. „Die Lehre von der Pflanzenzelle.“ 1867. *pag.* 69 und 144.

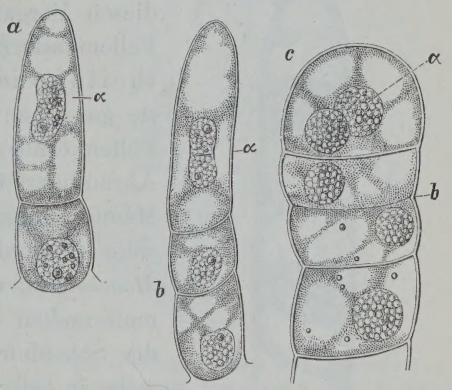
[1]) Pringsheim's „Jahrb. f. wiss. Bot.“ I. *pag.* 287. II. *pag.* 170 ff.

[2]) „Ueber Zellbildung und Zelltheilung.“ Jena 1875. *pag.* 226.

gewöhnlich Theilung des Cytoblasten der Mutterzelle etc. Immer geht der Zelltheilung aber ein erhöhtes Wachsthum der sich theilenden Zellen voraus.

Wo Theilung des Cytoblasten der Zelltheilung vorangeht, sieht man diesen zuerst sich beträchtlich in die Länge strecken (Fig. 127 *a* bei α), später treten an seinen Polen zwei Kernkörperchen auf, und zugleich bemerkt man eine zarte Trennungslinie in seiner Mittelregion (Fig. 127 *b* bei α) und eine Einschnürung seiner ganzen Substanz, die schliesslich zu einer völligen Trennung in zwei neue Cytoblasten führt (Fig. 127 *c* bei α). Durch geeignete Mittel kann man manchmal während der Theilung den Inhalt als zwei getrennte Portionen sichtbar machen (Fig. 90 *c*). Bald nach ihrer Individualisirung kriechen die neuen Cytoblasten auseinander und nehmen Stellung in der Nähe der Enden der sich theilenden Zelle [1]). Uebrigens kann auch Zelltheilung ohne jede Betheiligung des Cytoblasten erfolgen [2]).

Fig. 127.



Vergrösserung 400. Theilung des Cytoblasten in den Staubfadenhaaren von *Tradescantia virginica*.

Dass die gangbare Vorstellung, als schnüre sich bei der Zelltheilung der Protoplasma-Inhalt der Mutterzelle als solcher (Primordialschlauch) ein, und werde dieselbe stets durch eine von der Peripherie ihrer Wandung succedan nach dem Zelllumen fortschreitende Zellhautscheibe, die sich endlich schliesse, in zwei Theile (Tochterzellen) gefächert, wenigstens für die Zelltheilung bei Pflanzenhaaren unhaltbar sei, habe ich vor Jahren zu zeigen versucht. Mir stellte sich da der Vorgang der Zelltheilung so dar, dass das Protoplasma der Mutterzelle eine andere Lagerung in derselben annehme, so zwar, dass es sich zu zwei sphärischen Primordialzellen gruppire, deren Peripherien sich in der Mittelzone der Mutterzelle berühren (Fig. 126) und da gleichsam eine breitere Plasmalamelle darstellen (Fig. 128 bei *b b'*) [3]). Nach ihrer Individualisirung (Fig. 126) enthalten dann

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." 1867. *pag.* 492 ff.

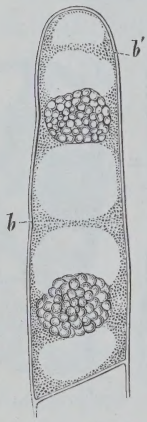
[2]) Entgegen: Hofmeister, W. „Die Lehre von der Pflanzenzelle." *pag.* 81.

[3]) Diese Lamellen verschwinden öfters wieder, ohne dass es wirklich zur Zelltheilung kommt.

die bisher primordialen Tochterzellen ihre Zellhaut, die aber plötzlich, und zwar im ganzen Umfange derselben auftritt und an der Berührungsebene beider als eine die Mutterzelle quer durchsetzende Scheidewand erscheint (Fig. 127 *c* bei *b*) [1]).

Bei der Pollenbildung vieler *Phanerogamen*, besonders *Dicotylen*, sowie der Sporenentwicklung mancher *Kryptogamen* sieht man zuerst den Cytoblasten der Mutterzelle im Protoplasma derselben verschwimmen, bald darauf aber zwei neue sich individualisiren und das Protoplasma sich in einer auf der Verbindungslinie dieser secundären Cytoblasten senkrechten Platte sammeln, worauf in der Mitte derselben eine Scheidewand auftritt. Jede der so gebildeten zwei Tochterzellen wiederholt nun diesen Vorgang, und so erscheint zuletzt die Pollenmutterzelle durch zweimalige Zweitheilung in vier Tochterzellen (man nennt sie ganz unnütz Special-Mutterzellen der Pollenkörner) zerfallen, in deren jeder durch Abrundung ihres Protoplasma-Inhaltes und Membranbildung um denselben eine Pollenzelle (Pollenkorn) sich ausbildet. Bei den *Monocotylen*, den *Abietineen* und den Sporenmutterzellen der *Equiseten* erfolgt die Bildung der Scheidewände, durch welche die Mutterzelle in vier Tochterzellen gefächert wird, simultan; es ist factische Viertheilung [2]).

Fig. 128.



Vergrösserung 400. Beginn der Zelltheilung in den Staubfadenhaaren von *Tradescantia virginica*.

Als einen speciellen Fall der Zelltheilung kann man die Zellbildung durch Abschnürung bezeichnen, wie sie Hefezellen, die Bildung der Fortpflanzungszellen vieler Pilze etc. zeigen. Die Mutterzelle (Fig. 129 *a a'*) zeigt da zuerst eine kleine, warzenförmige Ausstülpung (Fig. 129 *b*, *c*), die rasch grösser wird (*d*, *e*) und sich abzurunden beginnt (*f*). Der schmale Fortsatz (Sterigma), mit welchem sie noch an der Mutterzelle hängt, schnürt sich immer enger zusammen (*g*), bis sich die nunmehr sphärisch gewordene

[1]) Durch ein mir absolut unbegreifliches Missverstehen der keine zweifache Deutung zulassenden Darstellung („Pflanzenhaare", *pag.* 485, 652 etc.) haben die meisten Botaniker meine Auffassung der Zelltheilung mit der Karsten'schen zusammengeworfen, mit der sie thatsächlich gar nichts gemein hat.

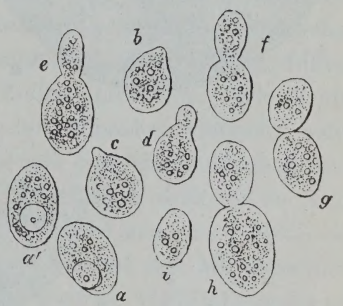
[2]) Nach Tschistiakoff („*Nuovo Giorn. bot. ital.*" VI. *pag.* 209) entsteht die erste eigene Membran — das Exosporium — der Sporen von Farnen, *Equisetum* und *Lycopodium* nicht durch Ausscheidung aus dem Protoplasma, sondern durch unmittelbare Umwandlung der äussersten Schicht desselben und zeigt nie Cellulose-Reaction.

Sprossung (*h*) als neue Zelle gänzlich von dem Mutter-Organismus trennt (*i*), um rasch selbst wieder in der gleichen Weise sich zu vermehren.

Strassburger hat in einem eben erschienenen, vortrefflichen Werke [1]) versucht, die vegetabilische Zellbildung mit den an thierischen Zellen bei ihrer Vermehrung beobachteten Vorgängen in Einklang zu bringen und dabei der Lehre von der Zellbildung, sowie der philogenetischen Betrachtung derselben eine Anzahl höchst wichtiger Daten gewonnen und die auch von mir wiederholt betonte Unhaltbarkeit der bisherigen Lehre von der Zelltheilung durch neue Argumente dargethan.

Wie auch Strassburger [2]) annimmt, erfolgt Zelltheilung theils mit (der gewöhnliche Fall), theils aber auch ohne jede Theilnahme des Cytoblasten der Mutterzellen (*Ulothrix*), ja derselbe kann öfter sogar, als überflüssig, ganz aus dem Entwicklungsgange verschwinden (*Cladophora*).

Fig. 129.



Hefezellen der Bierhefe *a a'*. Dieselben *b—i* in gährendem Zuckerwasser nach vierundzwanzig Stunden, in allen Stufen bis zur gänzlichen Abschnürung der jungen Zellen.

Wo einer Zweitheilung einer Mutterzelle die Theilung ihres Cytoblasten vorhergeht, erfolgt der Vorgang nach Strassburger etwa nach folgenden Typen, wobei in den auf einander folgenden die Thätigkeit des Cytoblasten bei Bildung der Querwand eine immer untergeordnetere wird.

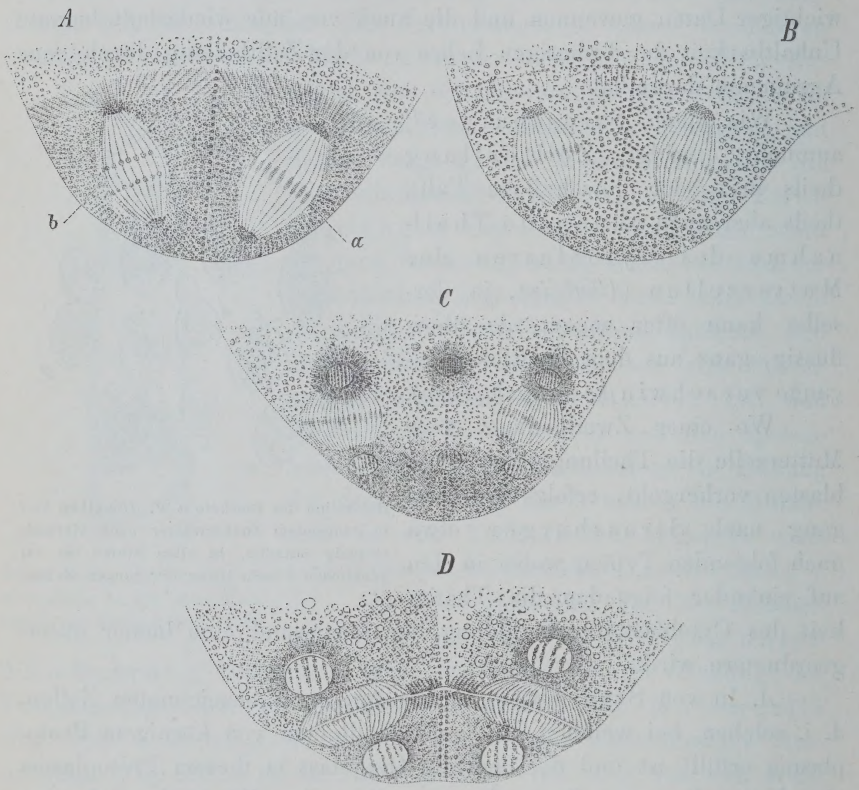
A. In von Strassburger als typisch bezeichneten Zellen, d. i. solchen, bei welchen das ganze Zelllumen von körnigem Protoplasma erfüllt ist und der centrale Cytoblast in diesem Protoplasma eingebettet liegt, z. B. in den von ihm als „Eier" bezeichneten „Corpusculis" der *Coniferen*, das sind gewisse am Scheitel des Eiweisses (S. 217) zu hervorragender Grösse heranwachsende Eiweisszellen, auch secundäre Embryosäcke genannt, wird der Cytoblast zumeist tonnenförmig und seine Substanz differentiirt sich streifig, so zwar, dass die Streifen desto stärkere Curven beschreiben, je weiter sie nach Aussen liegen (Fig. 130 *A*). An den Polen der Tonne sammelt sich körnerreiches Protoplasma, es erscheint die Substanz dort

[1]) „Ueber Zellbildung und Zelltheilung." Jena 1875.

[2]) *l. c. pag.* 26 ff.

dichter geballt. Bald darauf schwellen die streifigen Fäden in ihrer Aequatorial-Ebene an (Fig. 130 *A* bei *a*), es sammelt sich daselbst mehr Substanz und bildet bald eine Platte, die Strassburger als Stäbchenplatte oder Kernplatte bezeichnet. Diese Kernplatte spaltet sich bald darauf in zwei Platten von geringerer Stärke, die, sich allmälig von einander entfernend (Fig. 130 *A* bei *b*), feine Fäden

Fig. 130.



Vergrösserung 250. Theilungsvorbereitungen in dem oberen Eiende von *Picea vulgaris*.

(Nach Strassburger.)

A. Bildung der Kernplatte (*a*) und Spaltung derselben (*b*). *B*. Bildung der Zellplatte im Aequator der neuen Cytoblasten. *C*. Die Zellplatten sind markirter, die neuen Cytoblasten bereits individualisirt. *D*. Die Cellulosemembran ist in der Mitte der Zellplatten bereits ausgeschieden.

zwischen sich ausspannen, die er Kernfäden nennt. Dadurch ist die Substanz jeder der beiden Cytoblastenhälften gegen die früheren Pole des Muttercytoblasten gerückt und bildet hier je einen neuen, ellipsoidischen Tochtercytoblasten (Fig. 130 *B*), deren Axen transversal zu der des Muttercytoblasten stehen und deren Substanz anfangs homogen ist.

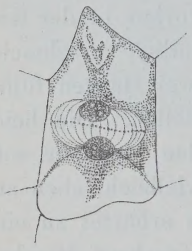
Während des Auseinanderweichens der Stäbchenplatte und gleichzeitiger Individualisirung der Tochtercytoblasten schwellen die Kernfäden in der Mitte an (Fig. 130 *C*); zugleich umgibt sich jeder Tochtercytoblast mit körnigem Protoplasma und es erscheint dadurch der Zusammenhang zwischen ihm und den Kernfäden mehr oder weniger aufgehoben (Fig. 130 *C*, *D*). Beim Weiterwachsen der Tochtercytoblasten breitet sich die Fadenmasse seitlich aus, so dass endlich der ganze Querschnitt der Mutterzelle, in dem die Theilung erfolgen soll, von ihr überspannt wird (Fig. 130 *D*). Die angeschwollenen Stellen der Kernfäden vereinigen sich nun zu einer zusammenhängenden Platte, welche Strassburger „Zellplatte“ oder — weil sie aus Hautschicht besteht — „Hautschichtplatte“ nennt. In ihr erfolgt alsbald wieder eine Spaltung, wie vorher in der Kernplatte. Es erscheinen in ihr dunkle Punkte, die seitlich verschmelzen und schliesslich zu einer völligen Trennung in zwei Hälften führen, welche die Hautschichten der neuen Zellen darstellen. Die beiden Hälften rücken jedoch nicht auseinander, scheiden vielmehr sofort Cellulose in die Spaltungsfläche ab, was vielleicht eben auch ihre weitere Abstossung verhindert. Die Cellulose erhärtet zu einer, alsbald zusammenhängenden homogenen und einfachen Membran, welche mit ihren Rändern an die innerste Schicht der Mutterzellhaut ansetzt. In diesem Falle wird also die ganze Cellulosewand, durch welche die Mutterzelle in zwei Tochterzellen zerfällt, durch die Thätigkeit des Cytoblasten in der Zellplatte der Kernfäden gebildet.

In voller Reinheit wurde dieser typische Vorgang der Zelltheilung an thierischen Eiern, besonders an Ascidien-Eiern beobachtet, wobei es sich auch zeigte, dass die Gestalt der Mutterzellen erst dann durch die Vorgänge in ihrem Innern beeinflusst wurde, wenn die Kernfäden die Peripherie der Mutterzelle erreichten und in der Aequatorial-Ebene derselben die Zellplatte sich gebildet hatte. Da wurde die früher kugelige Eizelle allmälig ellipsoidisch, dann hatte das Bestreben jeder der beiden Hälften, sich kugelig abzurunden, eine Einschnürung in der Aequatorial-Ebene zur Folge, die alsbald gleichmässig im ganzen Umfange fortschreitend, bis zur völligen Trennung der beiden Schwesterzellen sich ergänzte.

Hier ist also der einzige Unterschied zwischen freier Zellbildung und Zelltheilung nur in der Entstehung der Cytoblasten vorhanden, die bei ersterer neu gebildet werden, bei der Zelltheilung aber aus der Theilung eines schon vorhandenen Cytoblasten hervorgehen.

B. Wenn — wie diess bei Pflanzenzellen meist der Fall ist — nicht die ganze Zelle mit Protoplasma erfüllt wird, sondern der centrale Cytoblast nur durch Fäden mit dem Wandbelege in Verbindung ist, da breitet sich die Kernfädenmasse nach erfolgter Theilung des Cytoblasten so aus, dass wenigstens möglichst viel vom Querschnitte der Mutterzelle, in dem die Theilung erfolgen soll, von ihr überspannt wird (Fig. 131). Die an den Rändern fehlenden Stücke der Hautschichtplatte werden dann unmittelbar vom Wandprotoplasma der Mutterzelle aus, durch die Zellflüssigkeit hindurch, ergänzt, so dass sich dann auch hier die Hautschichtplatte durch die ganze Zelle spannt. Diese Ergänzung erfolgt aber nicht simultan, sondern succedan, sie schreitet ringleistenförmig von der Wand der Mutterzelle nach dem Innern fort. Zuerst bildet sich an der Hautschicht der Mutterzelle in ihrem ganzen Umfange eine schwache Verdickung aus Hautschichtstoff, auf deren innerer Seite sich etwas Körnerstoff, auch wohl Stärkekörner ansammeln; dann erfolgt eine Spaltung des angesammelten Hautschichtringes und Ausscheidung von Cellulose in die Spalte. Unterdess hat sich an der inneren Kante der Verdickungsleiste weiterer Hautschichtstoff angesammelt, auch dieser kommt bald zur Spaltung, und so ohne Unterbrechung weiter, bis der Rand der in den Kernfäden mittlerweile erzeugten Zellplatte erreicht ist. Man sieht daher die Cellulosequerwand als eine an die Cellulosewand der Mutterzelle ansetzende, ringförmige, an ihrer inneren Kante fortwachsende Leiste allmälig nach dem Innern vordringen. Hat sie aber die innere Zellplatte erreicht, wird der ganze Rest der Cellulosemembran in dieser simultan ergänzt. Die Theilung zerfällt also hier in zwei Vorgänge; der letztere ist der ursprüngliche, der erstere, wie Strassburger treffend bemerkt, eine neu hinzugekommene Anpassung an die Verhältnisse des Zelllumens und nicht mehr mechanisch aus der Wirkung des Cytoblasten zu erklären.

Fig. 131.



Vergrösserung 600. Eine Zelle aus dem jungen Endosperm von *Phaseolus multiflorus* im Momente der Scheidewandbildung. (Nach Strassburger.)

Liegt der Cytoblast an der Wand der Mutterzelle, so findet nur die Aenderung statt, dass die succedane Ergänzung der Zellplatte lediglich von dem entgegengesetzten Ende dieser Wand aus erfolgt.

In beiden Fällen wird also nicht mehr die ganze Querwand, sondern nur der grössere Theil derselben

durch die Thätigkeit des Cytoblasten (in der Zellplatte) gebildet.

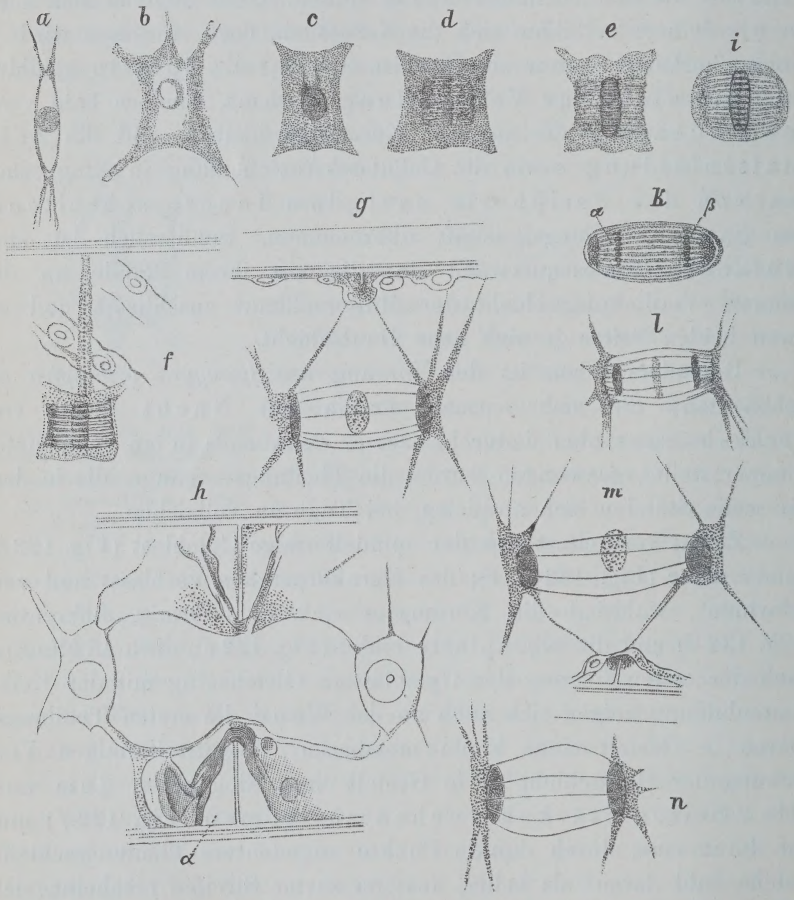
C. In weiteren Fällen von Zelltheilung erscheint der succedane Theil der Theilungs-Erscheinungen durch Anpassung, wie sich Strassburger ausdrückt, noch mehr ausgedehnt und schliesslich zu einem die ganze Theilung beherrschenden geworden. In dem Maasse als diess geschieht, muss gleichzeitig die Bedeutung des Cytoblasten für den Theilungsvorgang sinken. Wohl theilt er sich auch da wie früher; es bilden sich die Kernfäden, doch in diesen wird — wenn überhaupt — nur ein Rudiment der Zellplatte gebildet, das gar nicht zur Verwendung kommt, sondern bald verschwindet. Nur die äusseren Kernfäden bleiben, und die Zellplattenbildung sowie die Cellulose-Ausscheidung in Ringgestalt hat, von der Peripherie nach dem Innern schreitend, das ganze Theilungsgeschäft übernommen. Schliesslich ist eine einfache Cellulosequerwand da, die mit ihrem Rande an die innerste Verdickungsschicht der Mutterzellhaut anschliesst, und zu ihren beiden Seiten je eine neue Hautschicht.

Besonders schön ist der Vorgang an *Spirogyra orthospira* zu beobachten, die sich normal nur in der Nacht theilt, von Strassburger aber dadurch, dass er sie Abends in ein ungeheiztes Zimmer stellte, gezwungen wurde, die Theilungsvorgänge, die in drei bis sechs Stunden sich abspielen, bei Tage zu vollziehen.

Zuerst verbreitert sich der spindelförmige Cytoblast (Fig. 132 *a*) immer mehr (Fig. 132 *b*, *c*); das Kernkörperchen verblasst und verschwindet, während die Kernmasse sich fadenförmig differentiirt (Fig. 132 *d*) und die Kernplatte bildet (Fig. 132 *e*), etwa 45 Minuten nach der ersten Regung des Cytoblasten. Gleichzeitig mit der Kernplattenbildung zeigen sich auch an der Wand die ersten Theilungsspuren in Gestalt einer kaum messbaren, ringgürtelförmigen Verdickung der Hautschicht — in Gestalt eines Ringgurtes, dem von allen Seiten Stärkekörnchen zuströmen (Fig. 132 *f*) und der durch eine, durch dunkle Punkte angedeutete Theilungsschicht, welche bald darauf als heller, äusserst zarter Streifen erscheint, sich in zwei Hautschichten trennt — der erste Anfang der scharf rechtwinklig an die Mutterzellhaut ansetzenden Querwand. An ihr (Fig. 132 *g*) sammelt sich immer mehr Protoplasma und, an ihrer inneren Kante wachsend, dringt sie immer weiter in das Zelllumen; vor dieser wandelt das angesammelte Protoplasma in Gestalt eines dunklen Ringes (im optischen Durchschnitte [Fig. 132 *g*] als dunkler Knäuel erscheinend), dem fortwährend Stärkekörnchen zuströmen. Im Vordringen faltet die Scheidewand mechanisch die

Chlorophyllschicht der Mutterzelle, worauf ein heller, dreieckiger Raum entsteht (Fig. 132 *h* bei *a*), den die junge Membran durchsetzt. Ihr äusserer Rand setzt scharf und ohne alle Verdickung an die Seitenwand der Mutterzelle an (Fig. 132 *g*), ihr innerer scheint dagegen in den Plasmaknäuel zu tauchen und dort die Stärkekörnchen resorbirend zu verbrauchen.

Fig. 132.



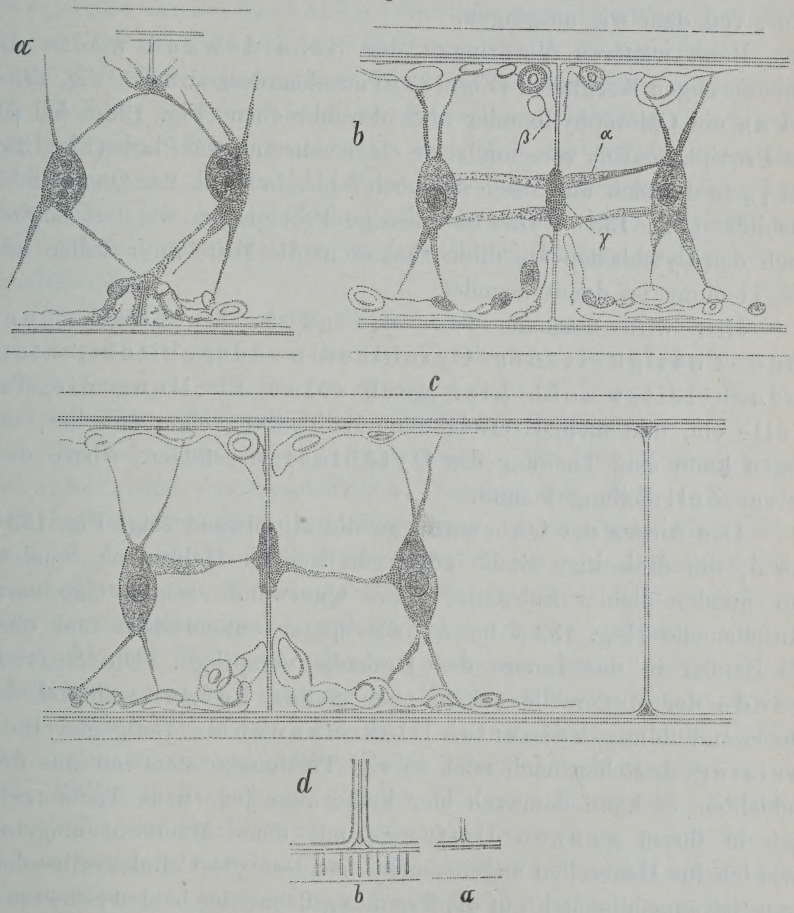
Vergrösserung 600. Zelltheilung von *Spirogyra orthospira*. (Nach Strassburger.)

Mittlerweile wird im Cytoblasten die Kernplatte breiter und spaltet sich in zwei Hälften (Fig. 132 *i*), die immer mehr auseinanderrücken [1]), die Kernfäden zwischen sich ausspannend (Fig. 132 *k*), während die Fäden in α und β sich allmälig im körnigen Protoplasma verlieren, das sich an den Endflächen des Cytoblasten sammelte und dem

[1]) Und zwar so rasch, dass man es (nach Strassburger) bei 600maliger Vergrösserung ohne Weiteres wahrnimmt.

häufig neue Strömungsfäden entspringen, die aber nach vollendetem Auseinanderrücken der Kernplattenhälften auf den Rand dieser Endflächen begrenzt werden (Fig. 132 *l*). Jetzt wird in der Aequatorialzone der Kernfäden eine kleine Körnchenanhäufung sichtbar (Fig. 132 *l*), in welche die inneren Kernfäden eingezogen werden und also verschwinden. Währenddem sind die zwei Tochtercytoblasten zu

Fig. 133.



Vergrösserung 600. Zelltheilung von *Spirogyra orthospira*. (Nach Strassburger.)

homogenen Scheiben geworden, die nun entweder fort auseinanderrücken, wobei die Tonne immer gestreckter wird (Fig. 132 *m*), oder die ihre Entfernung behalten, wodurch die Tonne in die Quere schwillt (Fig. 132 *n*), was sie schliesslich auch im ersten Falle thut, bis die äusseren Kernfäden, immer mehr auseinanderrückend, endlich mit der Chlorophyllschicht des Wandbeleges verschmelzen (Fig. 133 *a*). Die Körnchenansammlung in ihrem Aequator ist mittlerweile auch

verschwunden [1]). Die früher homogene Masse der Tochtercytoblasten (Fig. 132 *m*) schwillt nun bauchig an und zeigt in ihrem Innern meist vier symmetrisch vertheilte, noch stärker lichtbrechende Kugeln (Fig. 133 *a*), die aber alle bis auf Eine verschwinden, welche zusehends wächst und in die Mitte rückt. Die Cytoblasten werden nun biconvex, das Protoplasma vertheilt sich über ihre ganze Oberfläche und damit sind nun zwei Cytoblasten da (Fig. 133 *b*), ganz wie der Eine, von dem wir ausgingen.

Beim weiteren Vordringen der Scheidewand werden die bogenförmigen Kernfäden (Fig. 133 *a*) auseinandergedrückt (Fig. 133 *b* bei α), die Chlorophyllbänder aber durchbrochen (Fig. 133 *b* bei β); der Protoplasmaring verschmilzt zu einer vollständigen Platte (Fig. 133 *b* bei γ), in der sich nun rasch das noch fehlende Stück der Querwand [2]) ausbildet (Fig. 133 *c*). Das überflüssige Protoplasma wandert endlich nach den Cytoblasten ab, diese rücken in die Mitte ihrer Zellen und die Theilung ist damit beendet.

Hier wird demnach fast die ganze Querwand ohne jede Thätigkeit des Cytoblasten ausgebildet, stets jedoch leitet auch hier noch seine Theilung die der Zelle ein, und niemals erfolgt eine Zelltheilung ohne dieselbe, dagegen kann eine Theilung des Cytoblasten erfolgen, ohne dass es zur Zelltheilung kommt.

Den Ansatz der Querwand an die Mittelwand zeigt Fig. 133 *d* bei *a*; die dreieckige Stelle entspricht keinem Hohlraume, sondern nur minder dichter Substanz; ältere Querwände zeigen eine zarte Mittellamelle (Fig. 133 *d* bei *b*), die später cuticularisirt und öfter als Zapfen in das Innere des Dreiecks vorspringt. Die Seitenwände der Mutterzelle zeigen nach Strassburger während der Querwandbildung keinerlei Dickenzunahme (entgegen Hofmeister), bestehen nach noch so viel Theilungen stets nur aus drei Schichten, es kann demnach hier keineswegs jede neue Tochterzelle sich in ihrem ganzen Umfange mit einer Membran umgeben (wie ich für Haarzellen angenommen), sondern die Cellulose-Ausscheidung ist ausschliesslich auf die Trennungsfläche der beiden Schwesterzellen beschränkt. Dasselbe gilt für die Zelltheilung von *Ulothrix zonata*, wo gleichfalls keine Einschachtelung stattfindet, für *Cladophora fracta* [3]) u. s. w.

---

[1]) Etwa zwei Stunden nach Beginn der Theilung.

[2]) Die Dicke der jungen Querwand beträgt etwa $0{\cdot}9\,\mu$.

[3]) Hofmeister („Lehre von der Pflanzenzelle", *pag.* 194) nimmt an den Seitenwänden dieser Alge fünf Schichten wahr; Strassburger erklärt sie für durch Quellen gebildete secundäre Schichten.

An diese Fälle schliessen sich jene Formen von Zelltheilung an, bei denen entweder noch ein Cytoblast vorkommt, sich auch wohl theilt, wo jedoch diese Cytoblasten-Theilung in gar keiner Verbindung mit der eigentlichen Theilung der Mutterzelle steht, oder aber, wo überhaupt kein Cytoblast mehr in der sich theilenden Zelle auftritt.

1. Ganz zurückgedrängt und bei der Zelltheilung gar nicht mehr betheiligt erscheint der Cytoblast bei *Oedogonium*. Da sammelt sich zur Theilungszeit das Protoplasma an dem einen Ende der cylindrischen Zelle und füllt es ganz aus, so dass die Theilung in einem total von Protoplasma erfüllten Querschnitte vor sich geht. Desshalb entsteht auch hier die Zellplatte simultan, doch ohne jeden Einfluss des Cytoblasten, der in wandständiger Lage sich theilt. Die beiden Tochterzellen fallen hier auch ungleich aus; die vordere, inhaltsreichere ist beträchtlich kleiner als die hintere, inhaltsärmere.

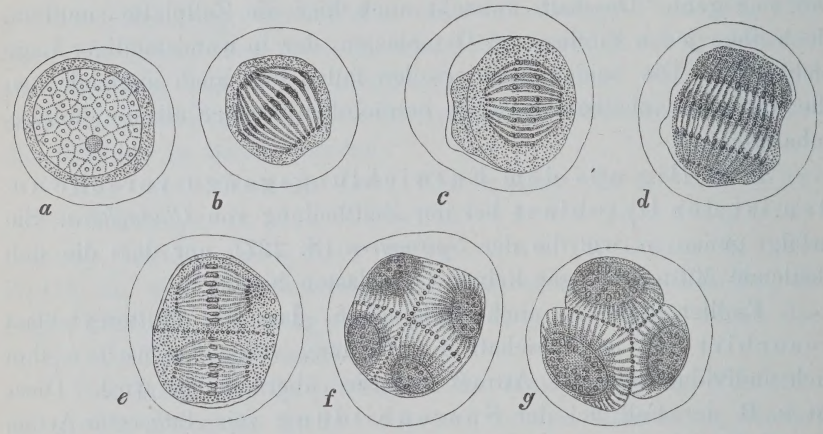
2. Völlig aus dem Entwicklungsgange verschwunden ist der Cytoblast bei der Zelltheilung von *Cladophora*. Sie erfolgt genau so, wie die der *Spirogyren* (S. 227), nur dass die sich theilende Mutterzelle gar keinen Cytoblasten besitzt.

Endlich kann es auch vorkommen, dass der Muttercytoblast resorbirt und das Geschäft der Theilung von einer neben ihm sich individualisirenden Attractionsmasse übernommen wird. Diess ist z. B. der Fall bei der Sporenbildung von *Anthoceras*-Arten. Da theilt sich der Muttercytoblast nicht, sondern bleibt zurück und wird schliesslich aufgelöst, während vier neue Cytoblasten sich aus einer chlorophyllhaltigen, grünen (*Anthoceras laevis*) oder farblosen (*Anthoceras punctatus*), einseitig am Muttercytoblasten angesammelten Protoplasmaplatte bilden. Sie theilt sich zunächst in zwei Hälften, die, auseinanderrückend, feine Fäden zwischen sich ausspannen, und jede Hälfte theilt sich in gleicher Weise noch einmal. Zwischen diesen vier, von Stärkekörnern meist ganz verdeckten, relativ kleinen, sich tetraëdrisch anordnenden, fast die Mutterzellwand erreichenden Kernmassen sind in gewohnter Weise die Kernfäden ausgespannt. Nun beginnt in ihnen die Bildung der Zellplatten, welche hier alle sechs gleichzeitig angelegt werden, und endlich treten in ihnen die Scheidewände auf. Dass sie (wie Mohl und Hofmeister annehmen) allmälig von der Wand der Mutterzelle aus nach dem Centrum dringen, konnte Strassburger niemals beobachten; das normale Verhalten ist nach ihm jedesfalls, dass die Wand auf einmal durch die ganze Zellplatte gebildet wird. Nach Bildung der Scheidewände scheidet nun jede Spore ihre beson-

dere Sporenhaut aus, die sich später bräunt, und endlich werden durch Auflösung der Mutterzellwand die Sporen frei.

Bei *Psilotum triquetrum* besitzen die Sporenmutterzellen einen grossen Cytoblasten (Fig. 134 *a*), der sich sehr bald streifig differentiirt und die Kernplatte bildet (Fig. 134 *b*). Nach einiger Zeit spaltet sich diese in zwei Hälften (Fig. 134 *c*), die auseinanderweichend die Zellplatte zwischen sich anlegen (Fig. 134 *d*). Die beiden Cytoblasten der nunmehr individualisirten zwei Tochterzellen wiederholen nun diesen Vorgang (Fig. 134 *e*) und es erscheinen nun die vier Sporen in der Anlage fertig (Fig. 134 *f*). Sie liegen entweder in Einer

Fig. 134.



Bildung der Sporen von *Psilotum triquetrum* (Alkohol-Präparate). (Nach Strassburger.)

Ebene (Fig. 134 *f*) oder tetraëdrisch angeordnet (Fig. 134 *g*). Zu bemerken ist nur, dass ihre Zellplatten gleich bis an die Hautschicht der Sporenmutterzelle reichen, so dass sie am Rande nicht erst ergänzt zu werden brauchen.

Aus dem Gesammt-Protoplasma der Mutterzelle entstehen demnach bei der Zelltheilung fast ausnahmslos nur zwei Tochterzellen, es sind factische Zweitheilungen, während durch freie Zellbildung in der Regel eine grosse Anzahl neuer Elementarorgane sich bilden. Ob in letzterem Falle die von Strassburger angenommene gleichzeitige Bildung von Cytoblast und Zellen sich bestätigt, bleibt dahingestellt. Ein Vergleich meiner, Fig. 90 *b, d, e* (auf Seite 100) mit Fig. 125 *e, f* (Seite 219 [nach Strassburger]), scheint mir die Möglichkeit nahezulegen, dass Strassburger's Zellen nichts als kräftige Cytoblasten mit vacuolenhaltigem Nucleolus waren.

II. HAUPTABSCHNITT.

DIE LEHRE VON DEN PFLANZENGEWEBEN.

II. Hauptabschnitt.

Die Lehre von den Pflanzengeweben.

VII. Capitel.

Gewebe.

§. 31. Gewebebildung.

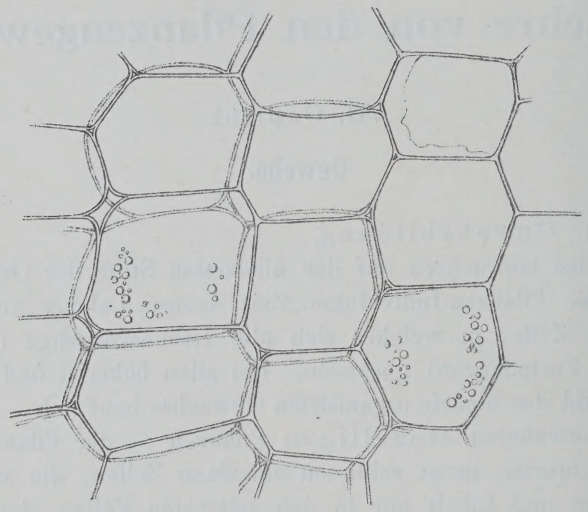
Nur bei Gewächsen auf der niedersten Stufe der Organisation besteht das Pflanzen-Individuum Zeit seines Lebens aus einer einzigen Zelle, in welcher sich alle Lebensvorgänge (Wachsen, Ernähren, Fortpflanzen) abspielen. Bei allen höheren und auch bei der Mehrzahl der niedrig organisirten Gewächse baut sich — entgegen den oben erwähnten einzelligen Pflanzen — der Pflanzenkörper auf aus mehreren, meist zahllosen einzelnen Zellen, die an Gestalt, Grösse, Bau und Inhalt nur in den seltensten Fällen gleichwerthig sind, auch bezüglich ihrer Vereinigung zu einem höheren Ganzen die grössten Verschiedenheiten zeigen und in der Regel verschiedenen physiologischen Arbeiten dienen, als verschiedene Organe des Pflanzen-Individuums fungiren. Es wird daher bei der Mehrzahl der Gewächse der Pflanzenkörper aus Verbindungen oder Complexen von Zellen bestehen, die sich zu einer Einheit höherer Ordnung gruppiren, welche wir als Gewebe bezeichnen können.

Die Möglichkeit der Bildung von Pflanzengeweben beruht einzig und allein darauf, dass, wie wir gesehen haben (S. 17), die jugendliche, eben gebildete Zellhaut als ein zartes, halbweiches, erst nach und nach erhärtendes Häutchen in Erscheinung tritt. Wo immer also junge Pflanzenzellen mit einander in Berührung kommen, verschmelzen ihre halbweichen Membranen zu einer einzigen Lamelle; die Zellen haften aneinander, ohne dass es, wie man früher

annahm, eines Kittes, Bindungsmittels, das man Intercellular-Substanz[1]) nannte, bedürfte, sie zusammenzuhalten. So bilden sich durch das Verwachsen, Verschmelzen der Zellhäute jugendlicher Zellen mehr oder minder dauerhaft verbundener Zellcomplexe — die Pflanzengewebe.

Die Vereinigung der jungen Zellwände ist eine so innige, dass kein mechanisches Mittel sie zu trennen vermag, kein optisches den jeder einzelnen Zelle gehörigen Theil der Membran zu erkennen gestattet; die Hautlamelle erscheint eben als einfache, doppelt contourirte, homogene, je zwei Zellen gemeinsam angehörige

Fig. 135.



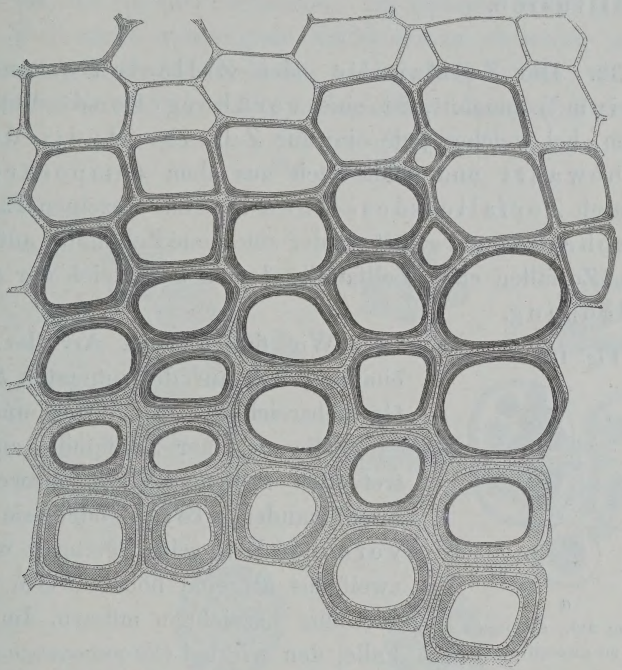
Vergrösserung 315. Querschnitt durch das Mark von *Begonia obliqua*. Die Wände der benachbarten Zellen sind zu einer einzigen gemeinsamen Haut verwachsen.

Schicht (Fig. 135). Später, wenn, wie es häufig geschieht, die Membranen der zu einem Gewebe verbundenen Zellen durch Dickenwachsthum (S. 20) und Differentiirung ihres Wassergehaltes (S. 37) in ein System mehr oder minder zahlreicher Schalen oder Schichten zerfallen, dann lässt allerdings schon der Verlauf dieser Schichten den jeder einzelnen Zelle angehörigen Membranantheil deutlich erkennen, aber auch in diesem Falle wird man überall eine einfache, zarte, beiden Zellen gemeinsame Mittellamelle wahrnehmen (Fig. 136), die sich nach und nach ausgebildet hat, häufig von dichterer Substanz gebildet wird und durch ihr höheres Brechungs-

[1]) Mohl, H. „Beiträge zur Anatomie und Physiologie der Gewächse.“ Tübingen 1834.

vermögen sich als helle Zone markirt (Fig. 41 *A*), nicht selten aber auch eine mehr schleimige, gallertige Consistenz besitzen und eine ausserordentliche Mächtigkeit erlangen kann (*Fucaceen*). Fast ausnahmslos ist sie chemisch von den übrigen Membranschichten mehr oder weniger verschieden [1]).

Fig. 136.



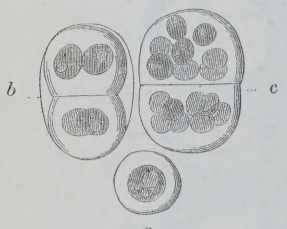
Vergrösserung 650. Querschnitt durch das junge Holz von *Pinus sylvestris*, das allmälige Ausbilden der Mittellamelle zeigend.

[1]) Das Verhalten gegen Lösungsmittel zeigt diess am besten. So wird dieselbe z. B. bei allen Holz- und Bastzellen durch Kochen in Kalilauge oder Salpetersäure gelöst, die Zellen fallen auseinander, ihre anderen Membranschichten werden aber nicht angegriffen; umgekehrt widersteht sie der Einwirkung von concentrirter Schwefelsäure, welche alle anderen Membranschichten löst, und bleibt als Netzwerk übrig. Diese chemische Verschiedenheit war es wohl zunächst, welche die langverbreitete Meinung hervorrief, diese Mittellamelle sei ein von den Zellen ausgeschiedener Kitt oder Zwischenzellenstoff (Intercellular-Substanz), der die Gewebszellen zusammenhalte. Wigand („Intercellular-Substanz und Cuticula." Braunschweig 1851) war der Erste, welcher an der Hand der Entwicklungsgeschichte überzeugend nachwies, dass dem nicht so sei, sondern dass dieser Zwischenzellenstoff nichts weiter als die chemisch veränderten, äussersten Zellhautpartien selber seien. Diese Anschauung wird gegenwärtig allgemein getheilt, auch Dippel's Darstellung („Die Intercellular-Substanz und deren Entstehung." Preisschrift. Rotterdam 1867) läuft schliesslich darauf hinaus. Beispiel einer stark cuticularisirten Mittellamelle liefert *Hydrodyction utriculatum* an den Zusammenstossungsflächen von je drei Zellen.

Nach der Art der Vereinigung einzelner Zellen zu Geweben kann man mehrere Typen derselben unterscheiden, die sich hauptsächlich durch die grössere oder geringere Selbstständigkeit auszeichnen, welche die Einzelzellen des Gewebes charakterisirt. Solcher Typen wären drei festzuhalten: 1. die Zellfamilie oder Zellcolonie, 2. das eigentliche echte Zellgewebe und 3. die Zellfusion.

§. 32. Die Zellfamilie oder Zellcolonie, auch wohl Coenobium [1]) genannt, ist eine vorübergehende Vereinigung von Zellen, bei welcher jede einzelne Zelle ihre Individualität völlig bewahrt und schliesslich aus dem temporären Verbande, durch Zerfallen desselben in seine einzelnen Elementar-Organe, scheidet, um selbst wieder eine neue Zellfamilie aufzubauen. Es ist das Zerfallen einer Zellfamilie demnach zugleich der Act ihrer Fortpflanzung.

Fig. 137.



Vergrösserung 340. *Gloeocystis vesiculosa Naeg.* im successiven Aufbaue.

Wir finden diese Art der Zellvereinigung nur auf der untersten Stufe des Gewächsreiches [2]), bei Pilzen und Algen.

Die zu einer Zellfamilie zusammentretenden Zellen können entweder alle untereinander gleich oder sie können verschieden sein; letzteres wird man zweifellos als eine höhere Form der Entwicklung bezeichnen müssen. Im ersteren Falle, den wir bei *Chroococcaceen* und *Palmellaceen* kennen, umschliesst häufig die Mutterzellhaut die ganze Zellfamilie, die gleichsam in ihr eingeschachtelt erscheint. Diess ist z. B. der Fall bei *Gloeocystis vesiculosa* (Fig. 137). Wir haben da in *a* eine einzelne Zelle mit stark gequollener, glasheller Membran (Hüllhaut); dieselbe zerfällt in zwei, jede dieser später wieder in zwei Tochterzellen (*b*), die eine von der Mutterzellhaut umschlossene Colonie von vier Zellen darstellen. Jede dieser Zellen bildet durch

[1]) Braun, A. „*Algarum unicell. genera nov. etc.*“ *Lipsiae* 1855.

Derselbe. „Betrachtungen über die Erscheinungen der Verjüngung in der Natur.“ Leipzig 1851.

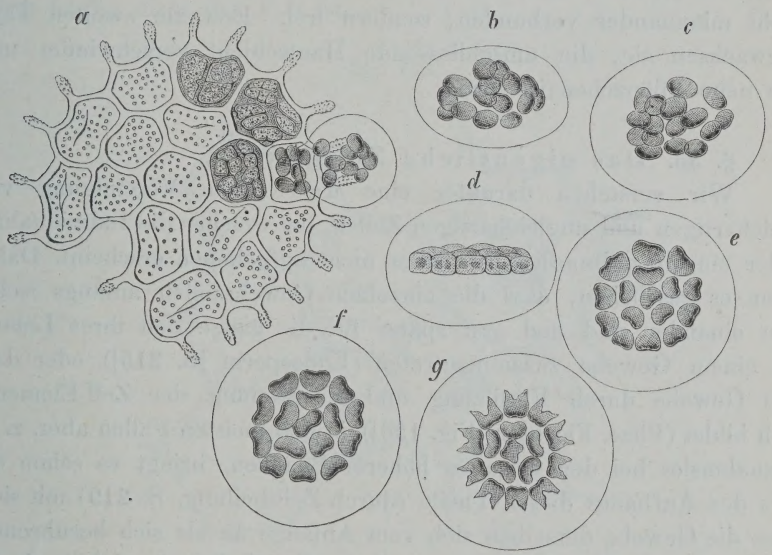
Unger, F. „Anatomie und Physiologie der Pflanzen.“ 1855. *pag.* 138.

Weiss A. „Studien aus der Natur.“ 1857. Taf. IX.

[2]) Unger F. sagt („Grundlinien der Anatomie und Physiologie der Pflanzen“, Wien 1866, *pag.* 41): „Sowie die Pflanzenwelt ohne Zweifel in ihrer Entwicklung mit der Zellfamilie begonnen, wird sie mit der reinen und unvermischten Darstellung der Fusionen schliessen, wozu jedoch in der gegenwärtigen Schöpfungsperiode noch keine Andeutungen vorhanden sind.“

weitere Theilungen dann einen Complex von 16 Zellen (*c*) u. s. w., bis sich die einzelnen Generationen in ihren Verwandtschaftsgraden gar nicht mehr übersehen lassen, aber immer noch von der Mutterzellhaut umschlossen werden. Noch später quillt die Membran jeder einzelnen Tochterzelle; sie treten durch Bersten der Mutterzellhaut aus ihrem Verbande und stellen nun wieder einzelne Zellen dar, wie jene (*a*), aus der sie sich aufbauten. Im anderen Falle gehören die mit der Mutterzelle vereinigten Nachkommen entweder sämmtlich Einer Generation an (*Hydrodyction acuminatum*) [1]) oder, wie bei den meisten *Desmidiaceen*, mehreren aufeinander folgenden Generationen.

Fig. 138.



Vergrösserung 400. Entwicklung von *Pediastrum granulatum*. (Nach A. Braun.)

So besteht [2]) die erwachsene Pflanze von *Pediastrum granulatum* aus einer Zellscheibe von meist 16 verwachsenen Zellen, die einen grünen Inhalt führen. In jeder dieser Zellen bildet sich durch successive Zerklüftung und Abrundung eine Anzahl von Tochterzellen (in unserem Falle 16), die durch ihre wimmelnde Bewegung sich als Schwärmzellen (S. 85) zu erkennen geben. Bald nach ihrer Individualisirung treten sie durch einen Riss der Mutterzellhaut, umschlossen von der Hautschicht derselben, ins Freie (Fig. 138 *a*). Sie stellen nun Eine Zelle dar, in welcher 16 Schwärmzellen unregelmässig durcheinander wimmeln. Nach und nach entleeren sich auf diese

[1]) Braun, A. „*Alg. unic. gen. nov.*“ 1855. Tab. VI.

[2]) Derselbe. „Verjüngung.“ *pag.* 352 ff. Taf. II.

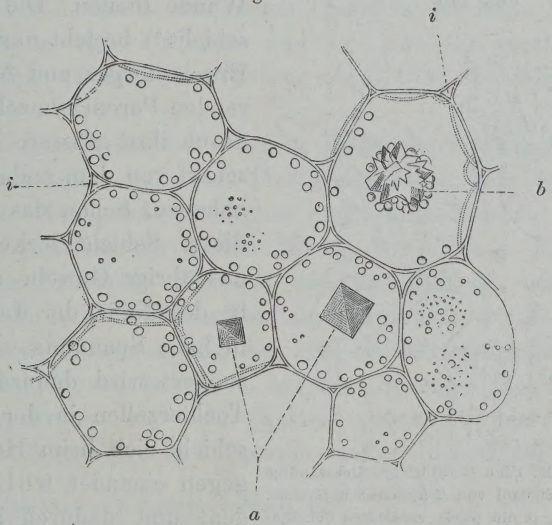
Weise sämmtliche Zellen unserer Pflanze, womit ihr Lebenslauf vollendet ist, und geben Veranlassung zu 16 neuen Zellen, wie Fig. 138 *b* eine darstellt. Etwa eine Viertelstunde nach dem Heraustreten aus der Mutterzelle kommen die Schwärmer in derselben zur Ruhe und lagern sich im Aequator der Zelle in einer Fläche (Fig. 138, *c* von oben, *d* von der Seite gesehen). Bald darauf ordnen sie sich in drei Kreise von 10, 5 und 1 und wachsen aus elliptischer Gestalt zu lappiger heran (Fig. 138 *e*). Nach etwa einer Stunde haben sich die Schwärmzellen einander ganz genähert (Fig. 138 *f*) und die einzelnen Zellchen noch mehr ausgerandet; nach $4^1/_2$ Stunden etwa ist die Randung noch weiter vorgeschritten (Fig. 128 *g*), doch sind auch da die einzelnen Zellchen noch immer nicht miteinander verbunden, sondern frei. Erst am zweiten Tage verwachsen sie, die umschliessende Hautschicht verschwindet und das neue Pflänzchen ist fertig.

§. 33. Das eigentliche Zellgewebe.

Wir verstehen darunter eine dauernde Vereinigung von gleichartigen ~~und~~ oder ungleichartigen Zellen, bei welcher die Individualität jeder einzelnen beschränkt, aber nicht aufgehoben erscheint. Dabei kann es geschehen, dass die einzelnen Gewebszellen anfangs isolirt von einander sind und erst später für die ganze Zeit ihres Lebens zu einem Gewebe zusammentreten (Endosperm [S. 215]), oder dass das Gewebe durch Verfilzung und Verästelung der Zell-Elemente sich bildet (Pilze, Flechten [Fig. 150]), in den meisten Fällen aber, z. B. ausnahmslos bei den Organen höherer Pflanzen, bringt es schon die Art des Aufbaues dieser Theile (durch Zelltheilung, S. 219) mit sich, dass die Gewebe derselben sich vom Anfange an als sich berührende, dauernd verbundene Zellen darstellen. Gleichgiltig ist dabei, ob die jungen Zellen noch primordial waren oder bereits Zellhäute besassen (Verwachsung der Gewebe von Parasiten [*Viscum*, Fig. 72] mit ihren Tragpflanzen, nachträgliche Verwachsung von Blüthentheilen etc.). Die Verwachsung der einzelnen Gewebezellen ist eine mehr oder weniger innige; keinesfalls gelingt es, auf rein mechanischem Wege ihren Verband zu lösen. Wohl aber gestattet der bereits oben (S. 236) erwähnte Umstand, dass bei nicht gar zu dünnwandigen Zellen sich überall nach und nach eine, in chemischer Hinsicht von der übrigen Zellhaut verschiedene Mittellamelle ausbildet, ein Zerlegen des Gewebes in seine einzelnen Elementar-Organe, durch Lösungsmittel nämlich, welche wohl diese Mittellamelle, nicht aber die übrige Zellhaut zerstören. Es lässt sich auf diese Weise immer auch das dichteste, festeste Gewebe in seine Elemente

zerfällen. In manchen Fällen genügt schon die Behandlung mit kaltem Wasser, um die Gewebszellen von einander zu trennen (Fruchtfleisch der Beeren von *Symphoricarpus racemosus*, *Ligustrum vulgare* etc.), in anderen die Anwendung von heissem Wasser (Zellgewebe der Kartoffelknolle), oder Erwärmen in Oxal- oder Citronensäure (Gewebe der Runkelrübe). Bei dichteren Geweben (Holz, Kork etc.) müssen energischere Mittel angewendet werden, und da empfiehlt sich vor Allem Chromsäure, kalt oder warm, als Trennungsmittel, weil sie die Zellmembran fast gar nicht angreift, was bei dem Schulz'schen Reagens (Chromsaures Kali in Wasser gelöst und mit Salpetersäure vermischt), besonders beim Kochen in demselben, wodurch ebenfalls ein Zerfallen resistenter Gewebe bewirkt wird, häufig nicht der Fall ist.

Fig. 139.



Vergrösserung 315. Querschnitt aus dem Stengel-Merenchyme von *Ruellia picta*. In *a* Einzelkrystalle, in *b* eine Krystallgruppe, um welche sich die Chlorophyllkörner gelagert haben, *i* Intercellularräume.

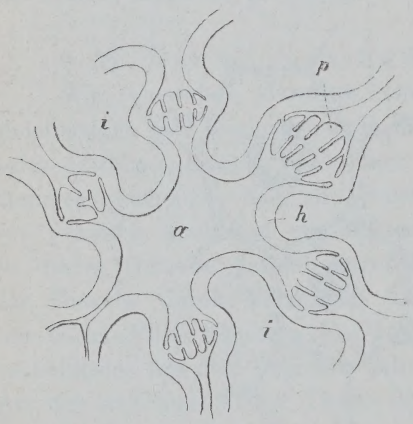
Was übrigens mechanische Eingriffe nicht zu bewirken vermögen, nämlich ein theilweises oder gänzliches Spalten der verwachsenen Wände von Gewebszellen, das vollzieht sich als normaler Act des Wachsthums in der Pflanze von selbst. Wo immer nämlich die Gewebszellen im weiteren Verlaufe ihres Wachsthumes sich abrunden oder wo ihre Membran überhaupt ungleiches Flächenwachsthum zeigt, da spaltet sich, auch bei dünnwandigen Zellen, die homogene, verwachsene Haut sich berührender Zellen in die diesen angehörigen Hautlamellen, und gibt so Veranlassung zur Entstehung grösserer oder kleinerer drei- oder mehreckiger Lufträume zwischen

den Zellen, die man als Intercellularräume bezeichnet (Fig. 139 *i*). Im Allgemeinen werden sie desto grösser sein, je mehr die Zellen sich der Kugelform nähern oder je ungleicher das Flächenwachsthum der Zellhäute erfolgte (Fig. 140 *i*).

Durch das Auseinandertreten ganzer Zellflächen können die Intercellularräume zu grossen Lufthöhlen werden. (Vergl. §. 37.)

Auf dem Spalten der Mittellamelle und dadurch bewirktem Auseinandertreten der Zellen beruht auch das Abfallen der Blätter unserer Laubbäume im Herbste. Es bildet sich nämlich [1]) einige Zeit vor Ablösung des Blattes vom Stamme, nahe am Grunde des Blattstieles, eine Gewebsschicht aus, welche Mohl die Trennungsschicht nennt und in welcher plötzlich eine rege Zellvermehrung eintritt, indem sich die Zellen durch, der zukünftigen Trennungsfläche nahezu parallele, Wände theilen. Die Trennungsschicht [2]) besteht nun aus zarten, Eiweisskörper und Amylum führenden Parenchymzellen, die sich durch ihre grössere Transparenz scharf von dem anderen Gewebe abheben. Schon das Einschieben dieser Schicht lockert natürlich das übrige Gewebe und setzt es in der Nähe der Lösungsstellen in hohe Spannung, die noch gesteigert wird dadurch, dass die Tochterzellen in der Trennungsschicht sich beim Heranwachsen gegen einander wölben, abrunden, und dadurch ihre gemeinsame Zellhautlamelle immer mehr spalten. Es wird so der Verband der Zellen in der Trennungsschicht ein immer lockerer, die Spannung der Gewebe führt endlich zum Zerreissen der Oberhaut und der Fibrovasalstränge und das Blatt löst sich dort vom Stamme ab. Nach Wiesner [3]) disponirt die im Spätsommer oder Herbst verminderte Wassermenge des Blattes eine im Blattgrunde befindliche, theilungsfähige Parenchymschicht zur neuerlichen Zellproduction, d. h. zur Mohl'schen Trennungsschicht. In der That fallen in der Regel die

Fig. 140.



Vergrösserung 800. Eine sternförmige dickwandige Zelle aus dem Stengel von *Eriophorum vaginatum*. *a* das Zelllumen, *p* die porös verdickten Scheidewände der Arme zweier benachbarter Zellen, *i* die Intercellularräume, *h* die Zellhaut.

[1]) Mohl, H. v. „Botan. Zeitung." 1860. *pag.* 7 ff.

[2]) In der Regel setzt sie sich aus drei, vier bis sechs Zelllagen zusammen.

[3]) „Sitzungsb. d. Wiener Akad. d. Wiss." 1871. XLIV. Novemberheft.

untersten, ältesten Blätter zuerst ab, und die Ablösung schreitet nach oben zu den jüngeren fort. Nun nimmt aber, wie seine Versuche zeigen, der Wassergehalt der Blätter von oben nach unten stetig ab [1]), dessgleichen ihre, die Verdampfungs-Geschwindigkeit bestimmende Saugkraft. Die Herabsetzung oder gänzliche Hemmung der Transpiration im Herbste (durch Erniedrigung der Temperatur), verminderte Lichtwirkung, Verminderung der Saugkraft des Blattes u. s. w., rufen eine Stagnation der flüssigen Zellinhalte der Blätter hervor, deren weitere Folge das Entstehen von reichlichen Mengen organischer Säuren ist, welche die Mittellamelle der Zellen der Trennungsschicht auflösen, wodurch diese mit unverletzten Membranen sich von einander abheben, und den Blattfall veranlassen. Auch die Gefässbündel haben sich nach Wiesner — entgegen Mohl — während und nach der Bildung der Trennungsschicht insoferne verändert, als ihre derberen, verholzten Theile in der Nähe der späteren Trennungsebene sich verlieren und oft nur ihr cambialer Theil erhalten bleibt, wodurch das Ablösen der Blätter ebenfalls erleichtert wird [2]).

In gleicher Weise kann durch Eintrocknen ganzer fleischiger Gewebspartien oder einzelner Theile derselben eine Spaltung der gemeinsamen Hautlamelle eintreten und schliesslich zu einem vollständigen Lostrennen der Zellen führen, wie diess z. B. beim Aufspringen von Früchten, Antheren etc. der Fall ist, oder es kann umgekehrt ein rasches Wachsthum und Abrunden der Zellen innerer Gewebsmassen eine Sprengung der äusseren hervorbringen, wie diess bei den Früchten von *Impatiens*, bei dem Sprengen der Steinschalen von *Juglans*, *Prunus* etc. beim Keimen geschieht, oder endlich, es kann durch Abrunden und Spalten der Zellhautlamelle in ihrem

[1]) So enthielten bei *Syringa vulgaris* die

obersten Blätter der Zweige (grün)	68·76%	Wassergehalt
zunächst folgenden Blätter	68·12%	„
untersten Blätter (vergilbt)	66·65%	„

In 24 Stunden wurden folgende Wassermengen abgegeben, und zwar von den

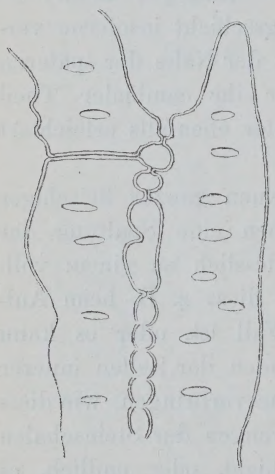
obersten Blättern (grün)	2·4	Cubik-Centimeter
darauffolgenden Blättern	2·0	„
„ „	1·7	„
untersten Blättern (vergilbt)	1·1	„

Wiesner erwähnt da auch des interessanten Umstandes, dass manche krautartige Pflanzen ihre Blätter abwerfen, z. B. *Amarantus retroflexus, Melampyrum pratense, Ballota nigra, Urtica dioica* und *Euphorbia Cyparissias.*

[2]) Nach Beobachtungen, die ich an *Aesculus*-Arten machte, findet das nicht überall statt. Bei meinen Pflanzen waren die Gefässbündel intact geblieben und nur mechanisch zerrissen worden, in Folge der durch Einschieben der Trennungsschicht gesteigerten Gewebsspannung.

ganzen Umfange, ein völliges Zerfallen grösserer Gewebspartien eintreten, wie z. B. im Fruchtfleische mehliger Früchte etc. Auf der gleichen Erscheinung beruht auch, wie wir weiter unten (§. 43) sehen werden, die Bildung der sogenannten Spaltöffnungen. Durch Spalten der gemeinsamen Zellhautlamelle an mehreren hintereinander gelegenen Stellen der Membran benachbarter Zellen, und nachheriges Längenwachsthum der ungespalten gebliebenen Stellen, können Formen vorkommen wie Fig. 141. So bei den sogenannten conjugirten Holzparenchym- und Ersatzfaserzellen (Cap. X), in den Gefässbündeln vieler Bäume und Sträucher, im Rindengewebe vieler krautartiger Pflanzen etc.

Fig. 141.



Vergrösserung 300. Conjugirte Holzzellen von *Avicennia*, in chlorsaurem Kali und Salpetersäure macerirt. (Nach Sanio.)

Nur in den seltensten Fällen (Mark von *Vitis vinifera*) führen die Intercellularräume Saft; in der Regel ist ihr Inhalt lediglich Luft und da, der Natur der Sache nach, die intercellularen Räume eines Gewebekörpers mehr oder weniger communiciren, besorgen sie auch dort, wo der Pflanzenkörper nicht ohnehin grössere luftführende Räume besitzt, eine ausgiebige Durchlüftung der Pflanzenorgane.

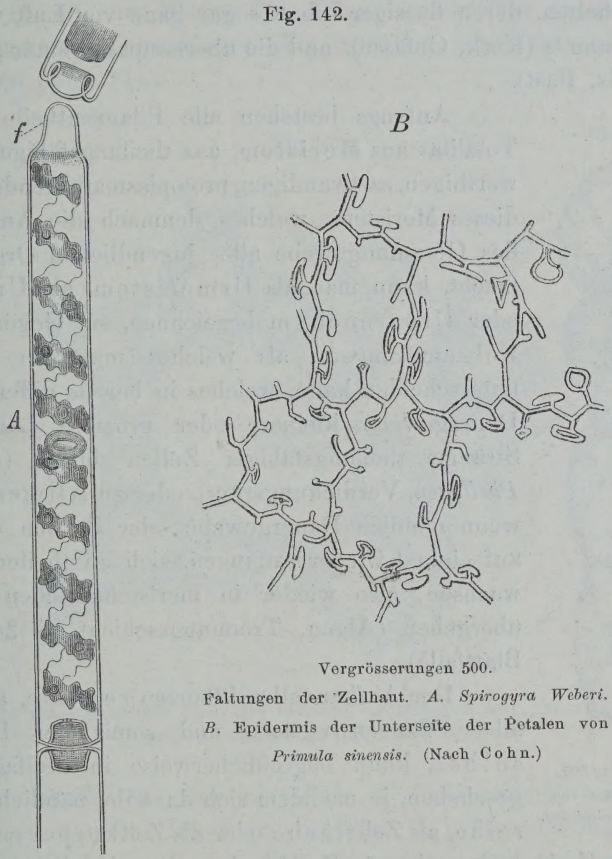
Sehr häufig geschieht es, dass die den Intercellularräumen angrenzenden Zellen ein starkes, aber streng localisirtes centrifugales Dickenwachsthum ihrer Haut zeigen, das sich durch Membranfortsätze oder -Knötchen zu erkennen gibt; so in ausgezeichnetem Grade im Mesophyll mehrerer *Marattiaceen* und Farne (vergl. Fig. 29, S. 24), bei den Stengelhaaren der *Nymphaeaceen* (vergl. Fig. 25, S. 22) etc. Aber auch dort, wo ein solches centrifugales Dickenwachsthum im ganzen Umfange der Zellhaut stattfindet, z. B. bei den Schlauchzellen der *Selaginellen* (nach Hegelmaier), wird dadurch niemals der Intercellularraum durch eine Substanz ausgefüllt, die man etwa als Intercellularsubstanz deuten könnte.

Bei äusseren Hemmnissen des Wachsthums geschieht es sehr häufig, dass in Geweben sich die Haut der Zellen nach Innen faltet und spaltet[1]) und dadurch die Möglichkeit bekommt, ihre Oberfläche auszudehnen. Bei Blumenblättern bilden diese Falten oft einspringende Leisten (Fig. 142 *B*), die als Duplicaturen der

[1]) Cohn, F. „*Nova acta acad. caes. Leop. Car. nat. cur.*“ XXII. *pag.* 520.

Zellhaut sich in das Zelllumen hineinziehen, verwachsen und nur manchmal an ihrem äussersten Ende sich wieder in zwei Lamellen spalten. Bei *Spirogyren* bilden sie grosse napfförmige, einspringende Doppelfalten (Fig. 142 *A*), die sich sofort ausdehnen (Fig. 142 *A* bei *f*), wenn man durch Zerreissen der äusseren Haut ihnen die Möglichkeit dazu gibt.

Fig. 142.



Vergrösserungen 500.
Faltungen der Zellhaut. *A. Spirogyra Weberi.* *B.* Epidermis der Unterseite der Petalen von *Primula sinensis.* (Nach Cohn.)

Schwache Faltungen der Zellhaut, die in der Regel als Streifen an derselben auftreten, kommen im Gewebe der Internodien etc. sehr häufig vor [1]).

Alle echten Pflanzengewebe kann man zunächst, ganz unabhängig von der Form, dem Baue und der Lagerung ihrer Elementar-Organe, nach Naegeli in zwei Hauptgruppen abtheilen:

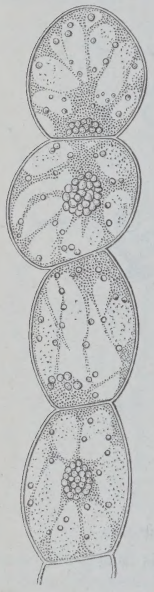
1. In Gewebe, deren Zellen die Fähigkeit besitzen, sich zu vermehren (zu theilen); man nennt sie meristematische oder Meristemgewebe, und

[1]) Wiesner, J. „Oesterr. botan. Zeitung." 1876. Nr. 1.

2. in solche, deren Zellen diese Fähigkeit bereits verloren haben; sie heissen Dauergewebe.

Das Meristem ist charakterisirt durch in der Regel dünnwandige, reichlich Protoplasma führende Zellen (Stammenden, Embryonen), das Dauergewebe durch mehr oder weniger verdickte Elementar-Organe, welche wenig oder gar kein Protoplasma mehr enthalten, deren flüssiger Inhalt sogar ganz von Luft verdrängt werden kann [1]) (Kork, Gefässe), und die überhaupt stationär geworden sind (Holz, Bast).

Fig. 143.



Vergrösserung 300. Staubfadenhaar von *Tradescantia virginica.*

Anfangs bestehen alle Pflanzentheile in ihrer Totalität aus Meristem, aus theilungsfähigen, gleichwerthigen, zartwandigen, protoplasmaführenden Zellen; dieses Meristem, welches demnach die Anlage und das Gesammtgewebe aller jugendlichen Organe ausmacht, kann man als Urmeristem, als Urgewebe oder Urparenchym bezeichnen, im Gegensatze zu Folgemeristem, als welches man ein Meristem unterscheiden kann, welches in bereits differentiirtem Dauergewebe kleinere oder grössere Lagen oder Stränge theilungsfähiger Zellen bildet (*Cambium*, *Phellogen*, Verdickungsring), oder zu Altmeristem [2]), wenn nämlich Dauergewebe oder Partien derselben auf einmal wieder anfangen, sich zu theilen und zu wachsen, also wieder in meristematischen Zustand übergehen (Algen, Trennungsschicht [S. 242] beim Blattfalle).

Der Aufbau aller Pflanzengewebe, also auch aller Pflanzenorgane und somit der Pflanze selbst, kann begreiflicherweise in dreifacher Art geschehen, je nachdem sich dasselbe nämlich als Zellreihe, als Zellfläche oder als Zellkörper entwickelt.

Eine Zellreihe oder ein Zellfaden, bestehend aus einzelnen übereinander liegenden Zellen, kann sich entweder durch fortgesetzte Theilungen der obersten Zelle — Endzelle, Scheitelzelle — oder auch durch intercalare Quertheilungen, d. i. durch Theilungen von Mittelzellen — Gliedzellen — aufbauen. Beispiele solcher Zellreihen sind zahlreiche Haarbildungen der Epidermis (Fig. 143) [3]), die Gefässe, für ganze Pflanzen die Fäden von *Conferven* etc.

---

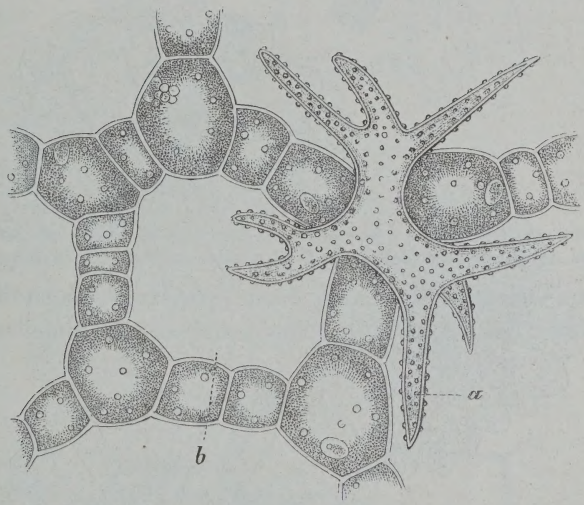
[1]) Sachs schlägt für solche Zellcomplexe den Ausdruck „Leerzellengewebe“ vor, im Gegensatze zu saftigen Geweben.

[2]) Sachs, J. „Lehrbuch der Botanik.“ 4. Aufl. 1874. *pag.* 83.

[3]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare.“ Berlin 1867. Vergl. §. 42.

Eine Zellfläche, d. i. eine einzige Lage von Zellen, lässt sich am Ende immer mehr oder weniger auf ein System von Zellfäden zurückführen, und kommt im Allgemeinen dadurch zu Stande, dass durch Scheidewände, die in den aufeinanderfolgenden Theilungen wohl in Einer Ebene liegen, aber ihre Richtung wechseln, ein Complex flächenartig angeordneter Zellen entsteht. Die Epidermis höherer Pflanzen (§. 40), die Blätter von *Jungermannien*, für ganze Pflanzen die Ulven, viele *Desmidiaceen* (Fig. 138) etc. sind Beispiele solcher Zellflächen (Fig. 144).

Fig. 144.



Vergrösserung 400. Querschnitt durch den Blattstiel von *Nymphaea alba*. Die Gewebeplatten um die grossen Lufträume sind einfache Zellflächen.

Am häufigsten sind natürlich — insbesondere bei höheren Pflanzen — die Zellkörper vertreten, d. i. Gewebscomplexe, die nach allen Richtungen aus zwei oder mehreren Lagen von Zellen bestehen; wie z. B. die Blätter, Wurzeln, Stämme etc. der höheren Gewächse.

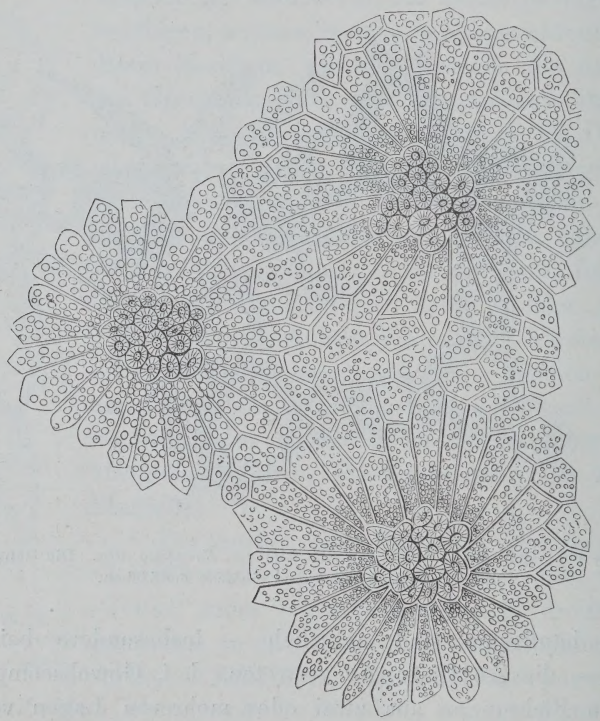
Als Zellnester endlich kann man mit Sachs Gruppen von gleichartigen Zellen bezeichnen, die in der Regel durch ihre auffallende Form oder durch ihren eigenthümlichen Inhalt sich sehr von ihrer Umgebung unterscheiden, wie z. B. die steinigen Concretionen im Fruchtfleische vieler unserer Obstarten (Fig. 145) etc. Viele Drüsen (§. 36) bilden sich durch Resorption solcher Zellnester.

Auch die Gestalt der Zellen und die Art ihrer Zusammenfügung muss bei der Eintheilung der Gewebe in Betracht gezogen

werden, obzwar in dieser Hinsicht scharfe Grenzen zwischen den einzelnen Gewebsformen nicht existiren, immerhin aber eine äusserst bequeme Orientirung erzielt wird. Wir unterscheiden da folgende Gewebsformen:

1. Das merenchymatische Gewebe oder Merenchym (Fig. 146). Runde oder ellipsoidische, in der Regel dünnwandige, safterfüllte Zellen mit grossen Intercellularräumen zwischen sich. — Der Zusammenhang dieses Gewebes ist ein um so lockerer, je mehr sich die Zellen der Kugelform nähern, je geringer also die Berührungspunkte benachbarter und je grösser in Folge dessen die intercellularen

Fig. 145.

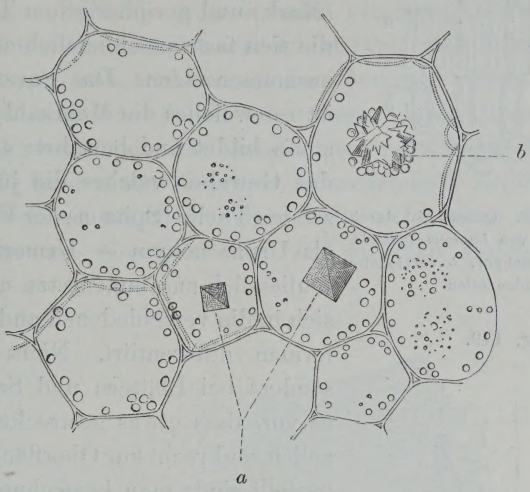


Vergrösserung 400. Querschnitt einer steinigen Concretion im Fruchtfleische der Birne.

Räume ausfallen. Man unterscheidet regelmässiges und unregelmässiges Merenchym, je nachdem die Zellen, die es zusammensetzen, eine regelmässige (Fig. 146) oder unregelmässige Form besitzen (Fig. 13, S. 10). Die Begrenzung durch vorwiegend krumme Flächen bildet den Hauptcharakter aller Merenchymgewebe. Die Art der Verbindung der Zellen bringt es mit sich, dass Pflanzentheile, welche aus Merenchymgewebe bestehen, ein lockeres, mehr oder weniger schwammiges Gefüge zeigen. So finden wir Merenchym im Fruchtfleische saftiger Früchte, im Innengewebe (Mesophyll) fleischiger Blätter etc.

2. Das parenchymatische Gewebe oder Parenchym (Fig. 147). Durch gegenseitigen Druck polyëdrisch gewordene, von

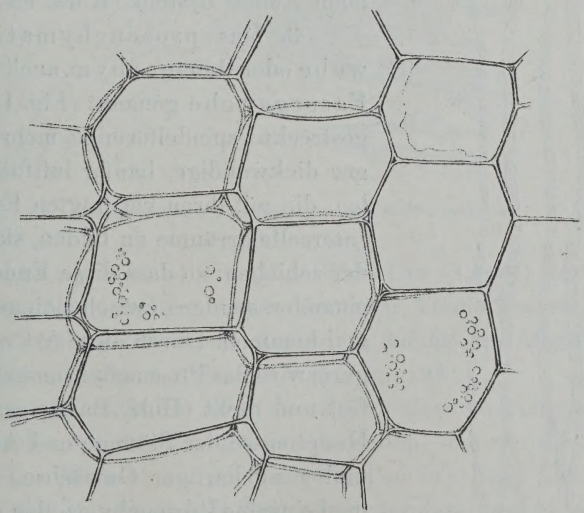
Fig. 146.



Vergrösserung 315. Querschnitt aus dem Stengel-Merenchyme von *Ruellia picta*. In *a* Einzelkrystalle, in *b* eine Krystallgruppe, um welche sich die Chlorophyllkörner gelagert haben.

ebenen Flächen begrenzte, nach keiner Dimension des Raumes hervorragend entwickelte Zellen mit nur kleinen Intercellularräumen.

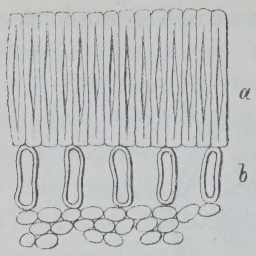
Fig. 147.



Vergrösserung 315. Querschnitt durch das Mark von *Begonia obliqua*. Die Wände der benachbarten Zellen sind zu einer einzigen gemeinsamen Haut verwachsen.

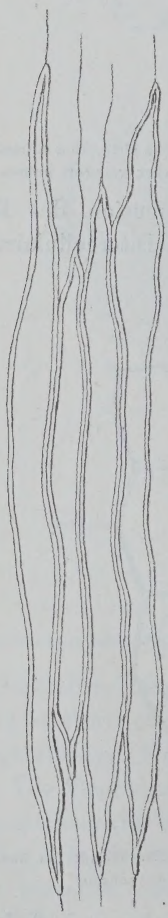
Es ist das im Pflanzenreiche verbreitetste Gewebe und findet sich bei den höheren so gut, wie bei den niederen Gewächsen; bei letzteren

Fig. 148.



Vergrösserung 200. Querschnitt durch die Samenschale von *Lupinus rivularis*. *a* Pallisadenparenchym, *b* vereinzelte Pallisadenzellen.

Fig. 149.



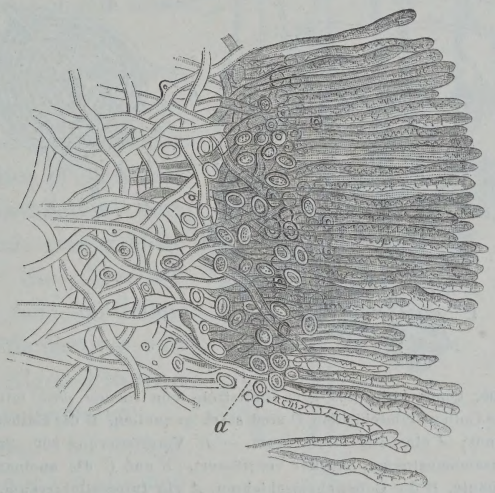
Vergrösserung 300. Prosenchymgewebe aus dem Stamme der Linde.

(Laub- und Lebermoose) oft den ganzen Pflanzenkörper darstellend. Bei höheren Pflanzen sind es vorzüglich die centralen (Mark) und peripherischen Theile (Rinde), die sich fast ausschliesslich aus Parenchym zusammensetzen. Das Parenchymgewebe ist es, welches die Mehrzahl der Pflanzenstoffe bildet und bewahrt; es ist zugleich das Gewebe, welches die jüngsten wachsenden Theile (Spitzen) der Pflanzenorgane als Urparenchym — Urmeristem — ausschliesslich zusammensetzt, und erst später sich in die verschiedenen anderen Gewebeformen differentiirt. Nicht selten (besonders bei Blättern und Samen) kommt es vor, dass etwas gestreckte Parenchymzellen senkrecht zur Oberfläche des Organs gestellt sind; man bezeichnet sie dann als Pallisadenparenchym (Fig. 148) im Gegensatze zum Mauerparenchym (Fig. 96 *a*), das aus plattgedrückten, backsteinförmigen, der Organoberfläche parallelen Zellen besteht (Kork etc.).

3. Das prosenchymatische Gewebe oder Prosenchym, auch Holz- oder Fasergewebe genannt (Fig. 149). Langgestreckte, spindelförmige, mehr oder weniger dickwandige, häufig luftführende Zellen, die mit ihren verjüngten Enden, ohne Intercellularräume zu bilden, sich ineinander schieben, so dass diese Enden nie aufeinander, sondern zwischeneinander zu liegen kommen. Durch diese Art von Vereinigung wird das Prosenchym ausserordentlich fest und dicht (Holz, Bast); es bildet die Hauptmasse der Stämme und Aeste baum- und strauchartiger Gewächse, doch kommen einzelne Prosenchymzellen oder kleine Gruppen derselben sehr oft zerstreut im Parenchymgewebe vieler Pflanzen vor (Chinarinden, wo sie ein gutes diagnostisches Hilfsmittel bilden etc.).

4. Das Filzgewebe oder Hyphengewebe (Fig. 150). Ein aus einfachen oder verzweigten, langgestreckten, mannigfach ineinandergreifenden Zellen gebildetes Gewebe. Zwischen den einzelnen Zellen entstehen dadurch grössere oder kleinere luftführende Interstitien, deren Grösse natürlich die Dichtigkeit und Derbheit des im Allgemeinen sehr lockeren Filzgewebes bedingt. Nicht selten verschmelzen die einzelnen Zellen oder Aeste durch Resorption ihrer Zwischenwände vollständig miteinander, und erhöhen so die Festigkeit des Gewebes. Liegen die einzelnen fadenförmigen Zellen dicht und // nebeneinander, so macht der Querschnitt nicht selten den Eindruck eines geschlossenen Gewebes (Fig. 150 *a*); man spricht dann von

Fig. 150.



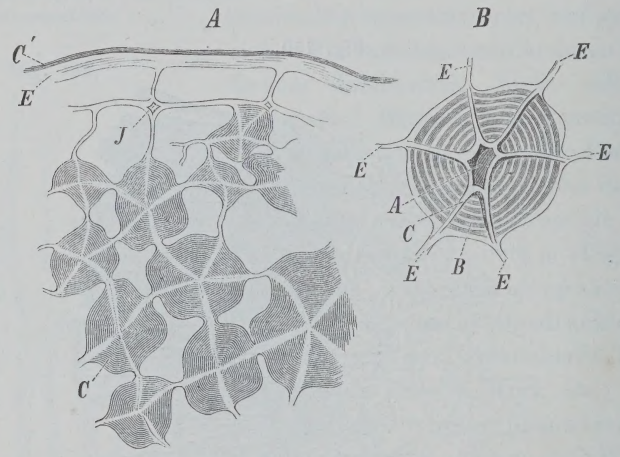
Vergrösserung 600. Filzgewebe von *Rocella tinctoria*.

einem Pseudoparenchym. Der Thallus (Lager) der Pilze und Flechten besteht entweder ganz oder zum Theile aus solchem Filzgewebe, bei höheren Pflanzen kommt es häufig als Ausfüllung grösserer Luftgänge oder Lufträume vor (Fig. 194).

Wenn man nicht die Form der Zellen eines Gewebes in Betracht zieht, noch die Art der Verbindung derselben, sondern die Beschaffenheit der Membran der Gewebszellen in's Auge fasst, so treten gegenüber dem gewöhnlichen Zustande besonders zwei eigenthümliche Modificationen hervor. Es gibt nämlich Gewebe, die aus Zellen bestehen, deren Wände, besonders die Verdickungsschichten, bei Berührung mit Wasser aufquellen und dadurch gallertig oder schleimig werden. Solche Gewebe nennt man Leimgewebe

oder Collenchym (Fig. 151). Sie finden sich in der Samenhaut und in der Rindenschicht vieler Pflanzen; besonders ausgebildet in den Markstrahlen vieler *Astragalus*-Arten (vergl. S. 46 und Fig. 67) etc. Andere Gewebe dagegen bestehen aus Zellen, deren Häute sich durch eine ganz ungewöhnliche Dicke, Härte und Sprödigkeit auszeichnen, so z. B. die Zellen vieler Samenschalen und Fruchthäute (Steinkern der Pflaume, Kirsche, wällschen Nuss etc.), die braunen Stränge im Stamme von Baumfarnen etc. Solche Gewebe hat man als sklerenchymatische oder als Sklerenchym (Hartgewebe) bezeichnet (Fig. 5 und 39).

Fig. 151.



A. Vergrösserung 500. Querschnitt aus dem Blattstiele von *Ruellia picta* mit Jod und Schwefelsäure behandelt. Die Collenchymschichten *C* sind stark gequollen. *E* die Cuticularschichten; *C'* die Cuticula der Oberhaut; *J* ein Intercellularraum. — *B.* Vergrösserung 800. Stelle, wo die Ecken von sechs Zellen zusammenstossen, stärker vergrössert. *E* und *C* die aneinanderstossenden Zellhäute, *B* die Collenchymschichten, *A* ein Intercellularraum.

Endlich kann es auch Pflanzengewebe geben, bei denen die Zellen untereinander liegender Zellschichten sich kreuzen und also den künstlichen Geweben (Leinwand, Seide etc.) ähnliche Bilder gewähren. So bei den Placenten von *Aeschinanthus*-Arten, den Scheidewänden der Fruchtfächer von *Bowlesia tenera*, der inneren, pergamentartigen Fruchthaut von *Hedera helix*, den Früchten von *Sciadophyllum* etc. [1]).

§. 34. Die Zellfusionen oder Gefässe.

Man versteht unter Zellfusion [2]) eine solche Vereinigung von Elementar-Organen, bei welcher durch Verschmelzung [3]) (Resorption)

[1]) Hildebrand, F. „Botan. Zeitung." 1872. *pag.* 472.

[2]) Unger, F. „Anatomie und Physiologie der Pflanzen." 1855. *pag.* 153.

[3]) Durch Umsetzung der Cellulose in die verwandten löslichen Substanzen: Gummi, Zucker etc.

der Querwände übereinander gelagerter, meist cylindrischer Zellen, die Individualität jeder einzelnen völlig aufgehoben und ein Ineinanderfliessen der Begrenzung sowohl, als auch der Inhalte der Elementartheile zu Wege gebracht wird.

Bei den niederen Pflanzen haben wir eine solche Verschmelzung als Copulation (S. 205) bereits kennen gelernt, bei den höheren Pflanzen führt sie zur Bildung der Gefässe, die wir denn auch als eigentliche Fusionsgebilde oder Zellfusionen bezeichnen können [1]).

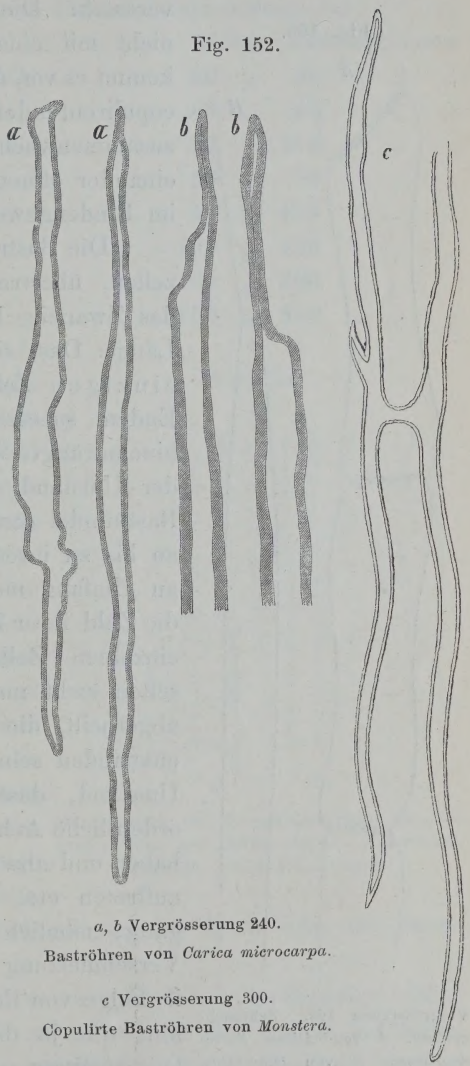
Da die Verschmelzung bei Zellen der verschiedensten Form und des verschiedensten Inhaltes erfolgt, zeigen die Pflanzengefässe eine ausserordentlich grosse Mannigfaltigkeit. Sie kommen übrigens nur bei den höher organisirten Pflanzen vor und fehlen Pilzen, Algen, Flechten und Moosen vollständig.

Man kann im Allgemeinen folgende Gefässformen unterscheiden:

1. Baströhren,
2. Schlauchgefässe,
3. Siebröhren,
4. Milchsaftgefässe und
5. Spiralgefässe.

1. Baströhren [2]). Es sind diess einfache, meist dick-

Fig. 152.



a, *b* Vergrösserung 240.
Baströhren von *Carica microcarpa*.

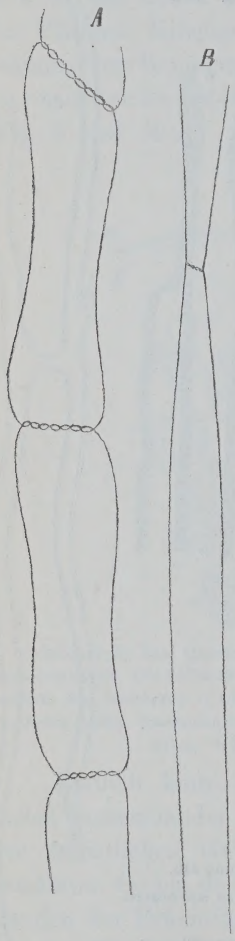
c Vergrösserung 300.
Copulirte Baströhren von *Monstera*.

[1]) Copulation einzelner Zellen (durch Fortsätze) im Gewebe höherer Pflanzen kommt gar nicht selten vor. Vergl. Fig. 141 und Fig. 152 *c*.

[2]) Unger, F. „Denkschr. d. Wiener Akad. d. Wiss." 1858. XVI. *pag.* 19 ff.
Hanstein, J. „Die Milchsaftgefässe." Berlin 1864. *pag.* 46.
Reissek, S. „Denkschr. d. Wiener Akad. d. Wiss." IV. 1851. *pag.* 127 ff.
Böhm, J. „Sitzungsber. d. Wiener Akad. d. Wiss." 1868.

wandige Röhren mit zugespitzten Enden, die meist in Bündeln vereint im Basttheile der Gefässbündel auftreten, doch auch vereinzelt im Pflanzengewebe vorkommen. Meist sind sie einfach (Fig. 152 *a*), nicht selten jedoch an der Spitze gegabelt (Fig. 152 *b*), oder wohl gar verästelt. Die einzelnen Baströhren stehen nicht mit einander in Communication, doch kommt es vor, dass sie durch seitliche Fortsätze copuliren, indem diese mit verbreiterten Enden zusammenwachsen und sich dann gegeneinander öffnen (Fig. 152 *c*), wie diess z. B. im Rindengewebe von *Monstera* der Fall ist.

Fig. 153.



Vergrösserung 100. Schlauchgefässe. *A* von *Allium Scorodoprasum*. *B* von *Pancratium speciosum*. (Nach Hanstein.)

Die Baströhren entstehen aus Cambiumzellen, übertreffen dieselben aber später um das Zwanzig- bis Fünfzigfache und mehr an Länge. Dass sie etwa durch Streckung einer einzigen Zelle, die sich mit ihren spitzen Enden successive zwischen andere Zellen hineindrängt, sich bilden, dem widerspricht der Umstand, dass bei Querschnitten durch Bastbündel diese von ihrem ersten Entstehen an bis zu ihrer gänzlichen Ausbildung weder an Umfang merklich zunehmen, noch auch die Zahl ihrer Zellen sich vermehrt, noch die einzelnen Zellen schmäler werden. Nicht selten sieht man sie durch zarte Querwände abgetheilt, die indess ganz wohl erst später entstanden sein können. Immerhin weist der Umstand, dass die Baströhren oft ausserordentliche Aehnlichkeit mit Milchsaftgefässen haben und abwechselnd mit anderen Gefässen auftreten etc., auf einen gleichen Bildungsgang, nämlich auf eine Entstehung durch Verschmelzung mehrerer gleichartiger Zellen in Folge von Resorption ihrer Zwischenwände hin, wie ja die Copulation von Baströhren bei *Monstera* solche Resorption thatsächlich zeigt. Karsten[1]) hat in der That ihre Entstehung durch Resorption der Querwände übereinanderstehender Zellen direct beobachtet.

Die Baströhren zeichnen sich durch einen besonderen Grad von Festigkeit aus, und darauf beruht zum Theile der hohe Werth

[1]) „*Nova acta acad. caes. Leop. Carol. nat. cur.*“ XXIV. 1854, *pt.* I.

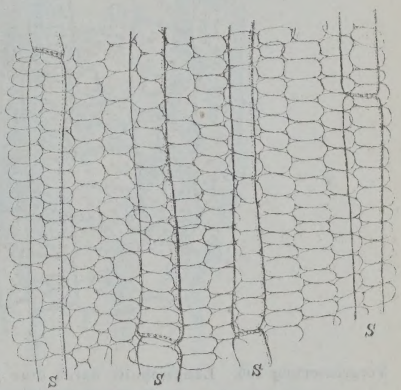
vieler als Gespinnstfaser[1]) (Hanf, Lein etc.), dessgleichen auf dem Umstande, dass sie nach Maceration etc. des übrigen Gewebes sich als äusserst lange Fasern erhalten lassen, die zu Geweben verarbeitet werden.

So beträgt die Länge dieser Fasern beispielsweise bei:

Linum usitatissimum (Flachs)	20	bis	140	Centimeter
Hibiscus cannabinus (Gambohanf)	40	„	90	„
Cordia latifolia	50	„	90	„
Bauhinia racemosa	50	„	150	„
Abelmoschus tetraphyllus	60	„	70	„
Sida retusa	80	„	100	„
Urena sinuata	100	„	120	„
Cannabis sativa	100	„	300	„
Corchorus capsularis (Jute)	150	„	300	„

2. Schlauchgefässe[2]) (Fig. 153). Es sind diess lange, weite, dünnwandige Röhren, die in der Regel einen wasserhellen, selten einen trüblichen oder milchigen Inhalt führen (*Allium*), in welchem zahlreiche Raphiden (S. 194) suspendirt sind. Sie finden sich bei den meisten *Monocotyledonen*, doch auch bei einigen *Dicotylen* (*Fumaria*, *Cruciferen*, *Mirabilis*), sind regelmässig vertheilt und stehen mit einander in Communication; sie durchziehen in senkrechten Reihen die Blätter und das Rindengewebe der Stengel der ganzen Länge nach, meist nahe an der Epidermis, zwischen den äussersten Parenchymlagen der Rinde oder des Mesophylls verlaufend.

Fig. 154.



Vergrösserung 160. Längsschnitt durch ein ganz junges Blatt von *Allium simplex*. *s* Schlauchgefässe. (Nach Hanstein.)

In den Blattflächen ziehen sie parallel untereinander daher (Fig. 154); gegen die Blattbasis zu nähern sie sich indess und treten durch vielfache Anastomosen gegenseitig in enge Verbindung, so dass sie rings um jede Blattbasis kranzförmig zusammentreten[3]).

---

[1]) Schacht. „Die Prüfung der im Handel vorkomm. Gewebe." Berlin 1853. Schlesinger, R. „Mikrosk. Untersuch. d. Gespinnstfasern." Zürich 1873. Wiesner, J. „Die Rohstoffe des Pflanzenreiches." Leipzig 1873. *pag.* 290 ff.

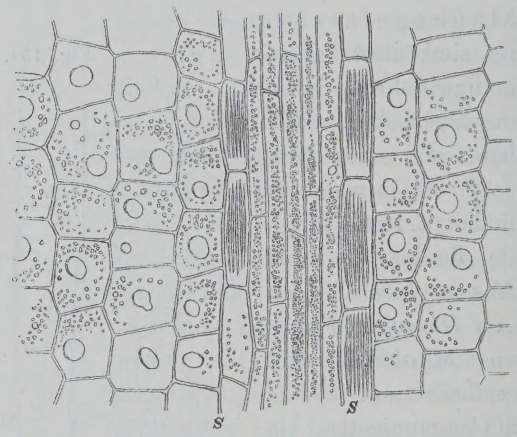
[2]) Hanstein, J. „Monatsb. d. Berliner Akad. d. Wiss." 1859. *pag.* 705.

[3]) Derselbe. „Die Milchsaftgefässe etc." Berlin 1864. *pag.* 33 ff.

Die Zell-Elemente, aus denen sie zusammengesetzt sind, stossen entweder mit erweiterten (Fig. 153 *A*) oder mit verengten Enden (Fig. 153 *B*) aneinander; im ersteren Falle zeigt die Querwand grosse Poren, die aber geschlossen bleiben, im letzteren sind die siebartigen Querwände meist ganz resorbirt. Bei Zwiebeln von *Leucojum*, *Narcissus*, *Galanthus* etc. wird gleichfalls die Querwand später in ihrer Totalität resorbirt und nur hie und da eine unversehrt erhalten.

Am entwickeltsten findet man die Schlauchgefässe bei den *Commelynaceen*. Während bei *Allium* u. A. die Durchlöcherung der Siebplatte (Querwand) fraglich ist, sind sie da reine Fusionsgebilde. Sie durchziehen nicht nur die Blätter, sondern steigen

Fig. 155.



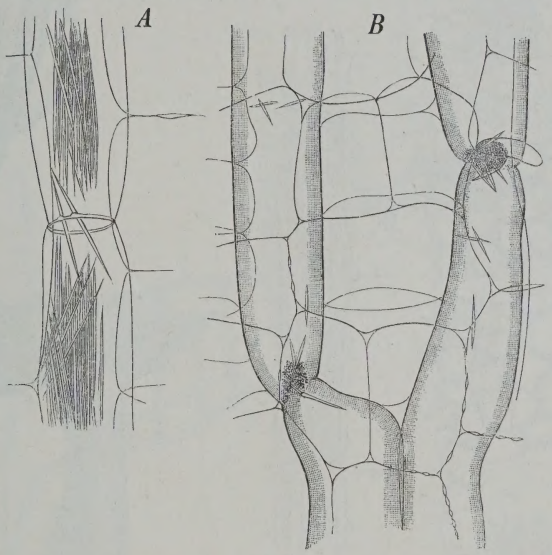
Vergrösserung 300. Längsschnitt durch eine junge Zwiebelschale von *Amaryllis formosissima*. *s* im Entstehen begriffene Schlauchgefässe.

von diesen auch in die Rinde des Stammes und treten sogar im Gewebe des Markes auf. An feinen Längsschnitten durch den Gipfel des wachsenden Stengels kann man ihre Bildung aus Zellen sehr leicht verfolgen, da man mehrere Internodien in verschiedenen Entwicklungsstufen auf einmal übersieht. In dem obersten, jüngsten, erst wenige Zelllagen hohen Internodium sieht man von den Schlauchgefässen noch keine Spur; weiter unten erblickt man senkrechte Reihen von Zellen mit Raphidenbündeln (Fig. 155 bei *s*) zwischen den anderen Elementar-Organen in lebhafter Zelltheilung begriffen. Die obersten sind die jüngsten und kleinsten und enthalten noch keine Raphiden; weiter unten trifft man in den bereits grösseren Zellen kleine Raphidenbündel, noch weiter haben diese sich so schnell vergrössert, dass sie bald den ganzen Raum der Zellen erfüllen, noch

später gegen die porös verdickte Querwand drängen und sie durchbohren (Fig. 156 *A*). Endlich zeigt sich der vollendete offene Canal, in welchem sich die früher gesonderten Raphidenbündel der einzelnen Zellen gemeinsam zerstreuen (Fig. 156 *B*).

In fast allen Fällen scheint die Innenfläche der Schlauchgefässe von einer Art Innenhaut ausgekleidet zu werden und ihre physiologische Bedeutung in der Leitung von assimilirtem Nahrungssafte aus den Blättern zu den Verbrauchs- und Reservestätten zu bestehen. Mit anderen Gefässen treten sie niemals in Verbindung.

Fig. 156.



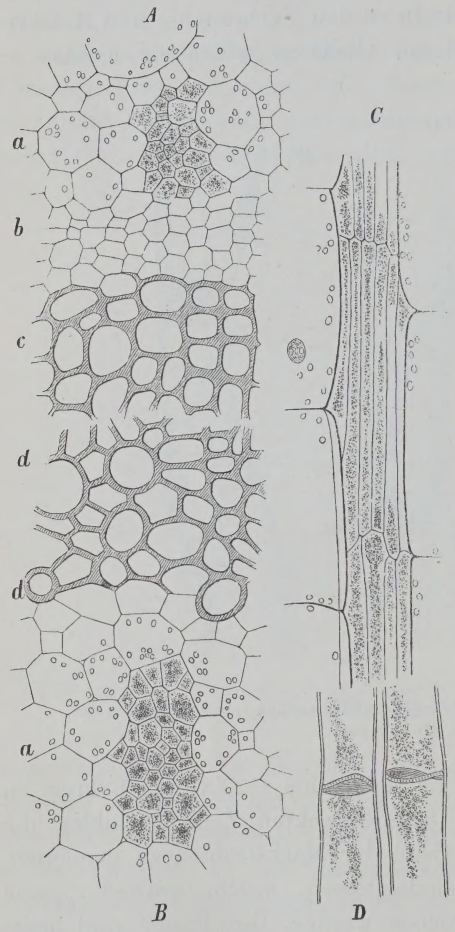
Vergrösserung 300. Längsschnitt durch die Zwiebelschuppe von *Galanthus nivalis*. (Nach Hanstein.)

3. Die Siebröhren [1]). Es sind echte Gefässe, Röhren, in der Regel aus walzenförmigen, langgestreckten Zellen gebildet, die mit horizontalen oder nach der Seite der Markstrahlen zu geneigten, oft gekrümmten Wänden aneinanderstossen, welche entweder ganz resorbirt oder siebartig durchbrochen werden. Ihre Enden sind meist kolbig aufgetrieben, selten zugespitzt (*Larix*). Sie kommen meist

[1]) Hartig, Th. „Botan. Zeitung." 1853. *pag.* 553.
Naegeli, C. „Sitzungsber. d. bair. Akad." 1861. *pag.* 212 ff.
Hanstein, J. „Die Milchsaftgefässe." Berlin 1864. *pag.* 23 ff.
Dippel, L. „Das Mikroskop." II. 1872. *pag.* 132 ff.
Naegeli nannte sie Cambiform, Mohl Gitterzellen; Caspary unterscheidet sie in Siebleitzellen und Leitzellen, je nachdem sie Siebtüpfel an den Seitenwänden haben oder nicht.

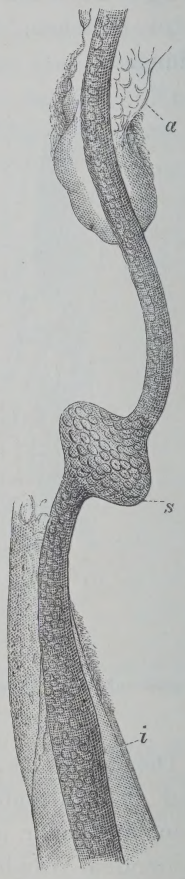
bündelweise gruppirt vor (Fig. 157) und werden stets begleitet von parenchymatischen, wenig langgestreckten, oft äusserst schmalen Zellen mit siebartig durchbrochenen Wandungen (Siebporen), die man als Siebparenchym bezeichnet, und die zusammen mit den Siebröhren die sogenannten Siebröhrenbündel ausmachen.

Fig. 157.



Querschnitt des Stengels von *Solanum tuberosum*. *A* vorderer, der Rinde, *B* hinterer, dem Marke zugekehrter Theil, *a a* Siebröhrenbündel von Parenchym umgeben, *b* Cambiumschichte, *c* Holzzellen, *d* Gefässe gemischt mit Holzzellen. *C* der Siebröhrenbündel im Längsschnitte. *D* zwei Siebröhren mit ihren Siebplatten, stärker vergrössert.

Fig. 158.



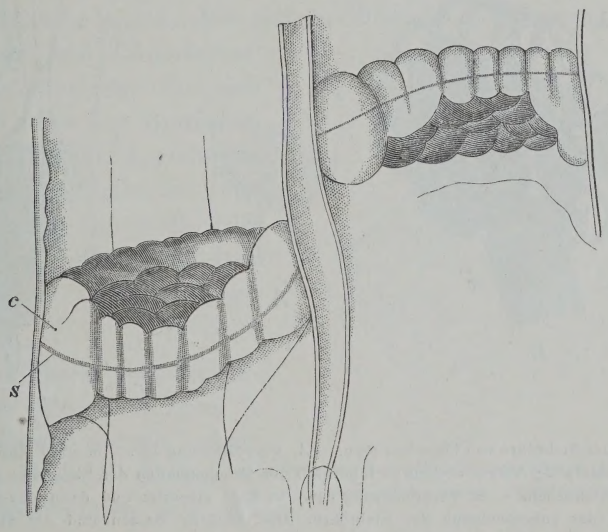
Vergrösserung 250.
Eine Siebröhre von *Cucurbita Pepo* mit Schwefelsäure und Chlorzinkjod behandelt. Die äussere Zellhaut (*a*) ist zerrissen und blau gefärbt, die innere (*i*), ebenfalls gebläut, überzieht den angeschwollenen Siebkopf (*s*) vollständig. (Nach Hanstein.)

Nur selten haben die Siebröhren einen beträchtlichen Durchmesser, meist sind sie viel schmäler als die Cambiumzellen, aus denen

sie hervorgingen, so dass diese zu ihrer Bildung sich durch Längswände theilen mussten.

In der Regel haben die Querwände grösseren Durchmesser als die übrige Röhre, so dass schon dadurch die Siebröhren knotenförmig erscheinen (Fig. 158); diese Knoten bilden die sogenannten Siebköpfe. Vergrössert wird dieses eigenartige Verhältniss noch dadurch, dass die Querwand (Siebplatte) schon sehr frühe stark aufschwillt, beiderseits uneben und höckerig wird durch callöse Anschwellungen, zwischen deren Höckern, die sich, nebenbei bemerkt, auf der oberen und unteren Fläche genau entsprechen (Fig. 159 *c*), oft kleine Canäle hindurchgehen, welche die Stelle der ursprünglichen

Fig. 159.



Vergrösserung 360. Längsschnitt durch zwei Siebröhren von *Cucurbita Pepo*. Man sieht die Siebplatte (*s*) zwischen den callösen Massen (*c*). (Nach Hanstein.)

Siebporen einnehmen und der Platte nun ein ganz eigenthümliches Aussehen verleihen (Fig. 160 *A*). Man nennt sie jetzt callöse Platte oder Callusplatte; sie ist für Siebröhren charakteristisch und nicht selten geschieht es, dass sie am Rande hervorragend verdickt und dadurch beckenartig wird. Die Verdickungsmasse selbst besteht aus einer stickstoffhaltigen Substanz.

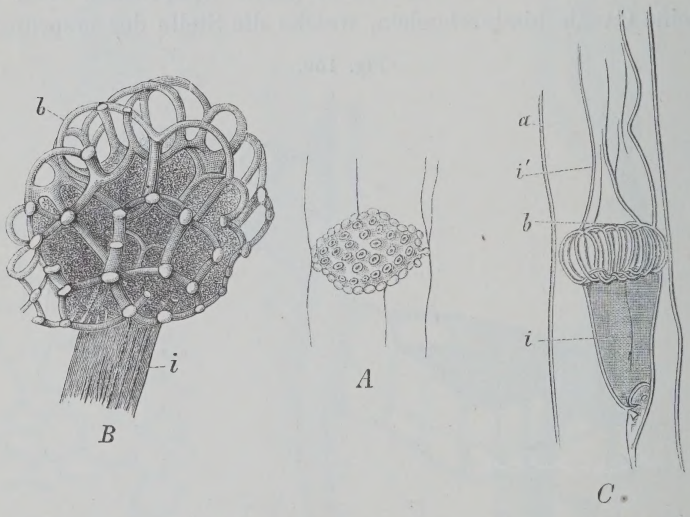
Macerirt man Siebröhren mit Kali und behandelt sie hierauf mit Schwefelsäure, so werden sowohl die Siebplatte als die callösen Verdickungen gelöst; man sieht dann, dass der (contrahirte) Inhalt (Innenschlauch) [1]) sich durch die Platte ununterbrochen fortsetzt (Fig. 160 *C*) und unmittelbar in den Inhalt (Innenschlauch) der

[1]) Von Hartig, der ihn für eine wirkliche Hautbildung hält, so genannt.

oberen Zelle (*i'*) übergeht; er erscheint jetzt in der Platte wie Stäbe, die röhrenförmig durchbrochen sind [1]). Auf der Oberfläche der Platte stehen diese stabförmigen Inhaltsportionen, welche die offene Verbindung der Siebröhrenzellen documentiren, durch bogige, feste Verbindungsglieder mit einander in Verbindung (Fig. 160 *B* bei *b*, *C* bei *b*).

Die siebartige Durchbrechung der Siebplatte (Fig. 161), welche zuerst eine netzförmig mit Verdickungsleisten besetzte Platte darstellt, deren Maschenzwischenräume hin und wieder noch einmal durch

Fig. 160.



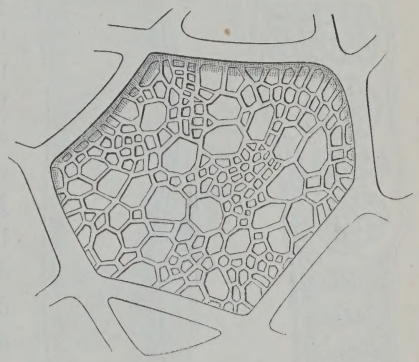
Der Kopf einer Siebröhre von *Cucurbita Pepo*. — *A*. Vergrösserung 750. Von einer sehr kleinen Siebröhre, die kraterartig offenen Siebporen innerhalb der Erhabenheiten der Siebplatte zeigend. Halb von der Seite gesehen. — *B*. Vergrösserung 600. In Kali macerirt und dann mit Schwefelsäure behandelt; *i* der Innenschlauch der Siebröhre. Die callösen Massen und die Siebplatte sind aufgelöst. — *C*. Vergrösserung 360. Mit Kali und Schwefelsäure behandelt. *a* äussere Haut der Siebröhre, *i* Innenschlauch mit geronnenem Inhalte gefüllt. Theile desselben haben sich durch die Poren der (aufgelösten) Siebplatte gestreckt und oben (*b*) bogenförmig vereinigt. Der obere Innenschlauch (*i'*) ist leer. (Nach Hanstein.)

kleine Poren punktirt erscheinen, die alle später wirklich durchbohrt sind, ist besonders schön an den grossen Siebröhren im Stengel von *Cucurbita Pepo*, die überhaupt das beste Object zum Studium derselben bieten, ferner bei *Ricinus*, *Helianthus*-, *Humulus*-, *Tilia*- und *Malva*-Arten zu beobachten.

[1]) Das Offensein der Siebporen bewies Sachs („Bot. Ztg." 1855, *pag.* 873) dadurch, dass er die Präparate mit Jodlösung tränkte und dann Schwefelsäure zusetzte, welche die Zellhäute und die Siebplatten löst und nur den tiefbraunen schleimigen Inhalt übrig lässt. Die ober- und unterhalb der Siebplatte liegenden Inhalte erscheinen nun durch dünne Fäden verbunden, die offenbar die die Siebporen erfüllenden Schleimstränge sind.

In den Blättern, wo die Gefässbündel geschlossen werden, d. h. ihr Cambium ganz in Holz und Bast übergeht (Cap. X), liegen die Siebröhren als innerste, ausgeprägte Gewebsart des Bastsystemes unmittelbar neben den Holzzellen. Im Stamme der *Monocotylen* nehmen sie die innere Region des Gefässbündels ein und liegen neben dem Cambium, so lange dieses vorhanden ist, später füllen sie oft dessen Stelle ganz aus. Bei den *Dicotylen* sind sie zwischen den dickwandigen Baströhrenbündeln und dem Cambium gelagert, und wenn jene sich wiederholen, so erscheinen oft auch die Siebröhrenbündel wiederholt und mit ihnen wechsellagernd, während gewöhnliches Bast- und krystallführendes Parenchym die Lücken ausfüllt; bei *Dicotylen*, welche Gefässbündel im Marke haben, sind sie auch diesem eigen. Bei einigen *Dicotylen* (*Apocyneen*, *Solaneen*, *Asclepiadeen* und *Cichoriaceen*) treten sie übrigens für sich allein, nur etwa von Bastfasern und Siebparenchym begleitet, in Bündeln im Umkreise des Markes auf, innerhalb der echten Spiralgefässe, und von diesen durch Parenchym getrennt.

Fig. 161.



Vergrösserung 750. Eine Siebplatte (*Cucurbita Pepo*) von oben gesehen. (Nach Hanstein.)

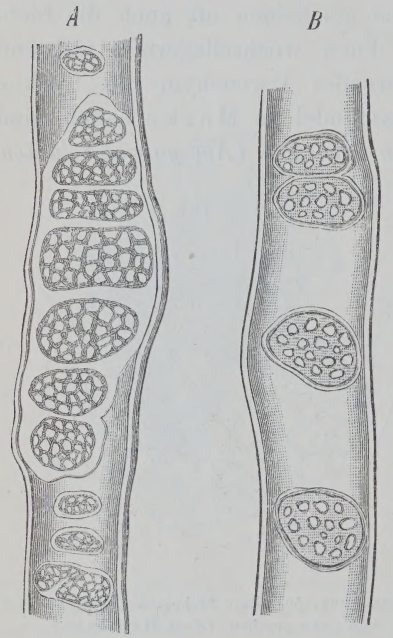
Zum Theile scheinen die Siebröhren Umwandlungen in andere Gewebeformen einzugehen, z. B. beim Ahorn, wo die Milchsaftgefässe aus verschmolzenen Siebröhren hervorgehen, bei *Coniferen* etc.

Die Seitenwände der Siebröhren zeigen ebenfalls oft grosse, schief oder vertical gestellte Siebplatten (Fig. 162 *A*), durch die sie mit den benachbarten Siebröhren in Verbindung treten, in der Regel aber zahlreiche, jedoch kleine Siebplatten (Fig. 162 *B*). Glatte Seitenwände haben sie stets dort, wo sie an Bastfasern oder glattwandiges Bastparenchym angrenzen, dagegen mit Gitterporen versehene an den Berührungsflächen mit porösem Bastparenchym und Siebröhren selbst. Grösse und Anordnung der Poren richtet sich dabei nach jenen des Parenchyms.

Durch Kochen in kaustischem Kali werden die Siebröhren ausdehnbar und lassen sich da oft bis zum Mehrfachen ihrer ursprünglichen Länge recken; man sieht dabei zugleich, dass es die innersten Membranschichten sind, welche durch Maceration so elastisch werden.

Siebplatten, aber ohne wirkliche Perforation der Poren, sind übrigens von Borščow[1]) beobachtet worden, und zwar in den Fiederblättchen der *Cycadeen*, in der Rinde von *Ceropegia aphylla*, desgleichen sind viele Milchzellen (§. 35) der *Euphorbien* etc. mit den sie berührenden Parenchymzellen durch geschlossen bleibende Gitterplatten verbunden.

Fig. 162.



A. Vergrösserung 600. Stück einer Siebröhre von *Tilia grandifolia* mit grossen Siebplatten an den Seitenwänden. *B* von *Larix europaea* mit zahlreichen kleinen Siebplatten. (Nach Dippel.)

Die physiologische Bedeutung der Siebröhren dürfte die sein, dass sie den plastischen assimilirten Nahrungssaft an die Stellen seiner Verwendung hinleiten. Auch sie treten mit anderen Gefässen niemals in Vereinigung.

4. Die Milchsaftgefässe[2]). Es sind echte Fusionsgebilde, weitere oder engere Röhren, die häufig miteinander anastomosiren, auch wohl kleinere oder grössere, blind endende Aussackungen zeigen und ein geschlossenes Maschen- und Netzwerk bilden, das, die Gefässbündel begleitend, wie ein Mantel das Cambium und den Holzkörper des Stammes und der Aeste umgibt, und sich ohne Unterbrechung auch durch die Blattorgane ausbreitet (Fig. 163), aber niemals, weder in seinem Verlaufe noch an den Enden, mit anderen Gefässen, namentlich Spiroiden, in Verbindung steht.

Die Milchgefässe führen einen eigenthümlichen, zuweilen gefärbten Saft, den sogenannten Milchsaft.

Ihr Hervorgehen aus Zellreihen lässt sich besonders leicht an Wurzelorganen studiren. Man sieht da[3]), wie bereits sehr frühe einzelne Zellreihen (Fig. 164 *A* bei *a a'*), die sich bisher weder durch Inhalt noch Form von ihren Nachbarzellen unterschieden, durch

---

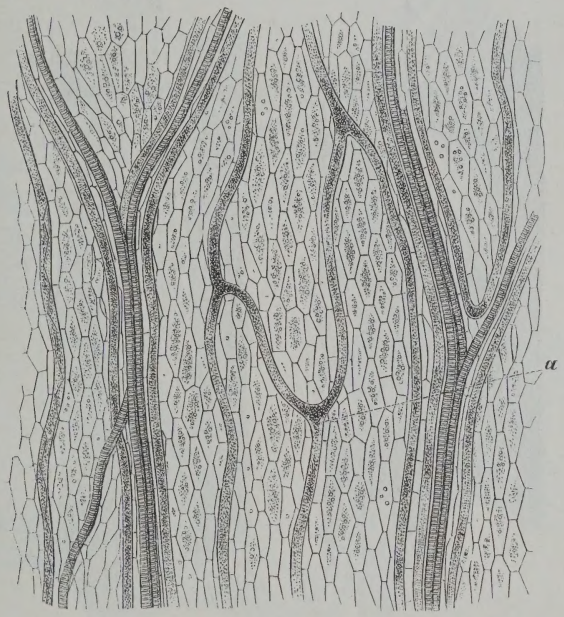
[1]) Pringsheim's „Jahrb. f. wiss. Bot." VII. *pag.* 348. Taf. XXI.

[2]) Unger, F. „Anat. u. Phys. d. Pflanzen." 1855. *pag.* 157 ff.
Hanstein, J. „Die Milchsaftgefässe etc." Berlin 1864.
Dippel, L. „Die Milchsaftgefässe etc." Rotterdam 1865.

[3]) Weiss, A. in „Karsten's botan. Untersuchungen." I. *pag.* 173 ff.

rascheres Wachsthum ihrer Zellen sich bemerkbar machen, auch zeigt Behandlung mit Jodlösung, dass ihr Inhalt sich wesentlich von dem der Nachbarzellen zu unterscheiden beginnt. Die genannten Zellen füllen sich mit Milchsaft, lange bevor eine Resorption ihrer Wände erfolgt. Etwas später (Fig. 164 *B* bei *a'*) sieht man diese Zellen noch länger herangewachsen, ihr Inhalt erhält immer mehr Milchsaft, endlich werden die Querwände resorbirt, das Milchsaftgefäss stellt jetzt einen unverzweigten, mit Milchsaft gefüllten Canal dar.

Fig. 163.



Vergröss. 140. Längsschnitt durch das Kelchblatt von *Chelidonium majus* mit Milchsaftgefässen (*a*).

Die Verschmelzung der einzelnen Zellen durch Resorption ihrer Querwände erfolgt bei den Milchsaftgefässen in der Regel so vollständig, dass man später die einzelnen Glieder nur in seltenen Fällen (*Chelidonium*) noch unterscheiden kann. Durch Kochen in verdünnter Aetzkalilösung kann man den Bau derselben am besten studiren.

Sie bilden sich in der Regel schon vor den Spiroiden, enden stumpf und blind und zeigen grosse Neigung, im Parenchyme zu verlaufen.

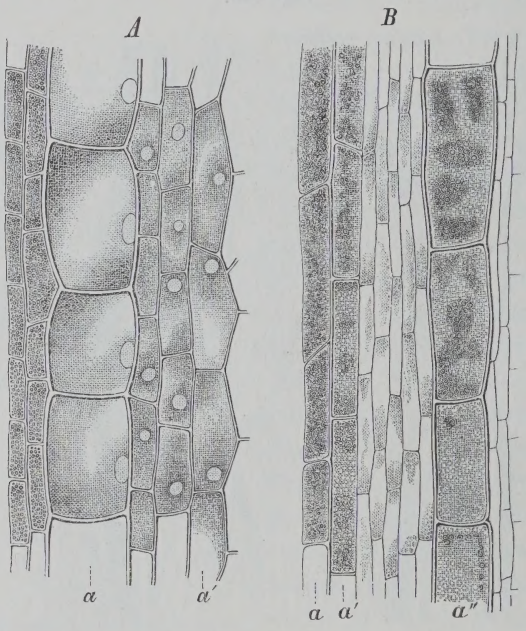
Sie sind bald zahlreicher[1]), bald sparsamer durch alle Organe der Pflanzen zerstreut, wechseln dabei häufig ihre Form und sind

[1]) Im Marke von *Plumeria alba* zählte ihrer Unger 237 auf dem Raume einer Quadratlinie.

manchen Pflanzengruppen ganz besonders eigen (*Cichoriaceen, Campanulaceen, Lobeliaceen, Papaveraceen*), während sie anderen zu fehlen scheinen (Mehrzahl der *Monocotylen*).

In der Regel nehmen die Milchsaftgefässe ihren Platz zwischen Bast und Holz, nähern sich bald mehr dem einen, bald mehr dem anderen, doch kommen sie auch im äussersten Rindengewebe, im Marke, ja selbst im Holze vor (*Carica*).

Fig. 164.

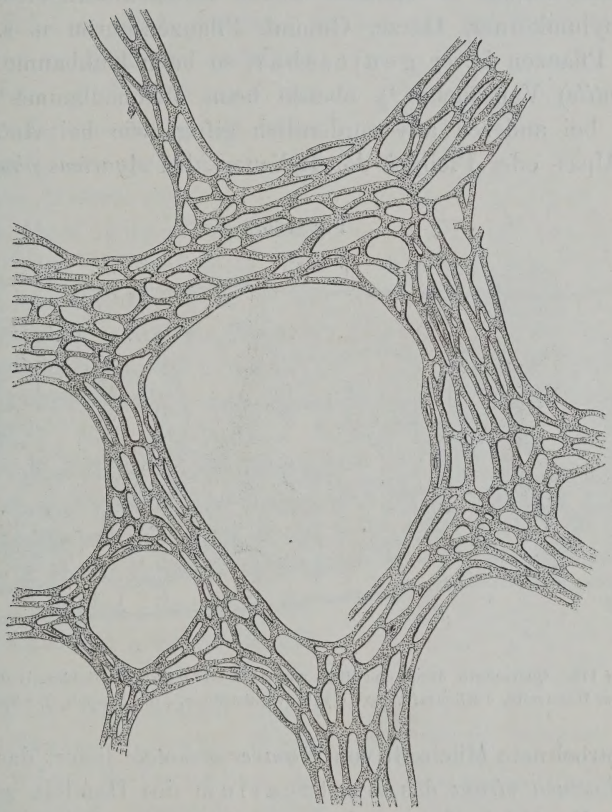


A. Vergrösserung 400. Längsschnitt durch das Rindenparenchym der Luftwurzel von *Syngonium decipiens*, *a a'* sich bildende Milchsaftgefässe. — *B.* Vergrösserung 250. Desgleichen älteres stadium. Die Milchsaftgefässzellen (*a a' a''*) sind beträchtlich gewachsen und der Resorption ihrer Zwischenwände nahe.

Bei den *Campanulaceen* und *Lobeliaceen* stehen sie dicht gedrängt in einem fast geschlossenen Ringe, der vom Holze oft nur durch eine einzige Reihe von Cambiumzellen getrennt ist; bei den *Cichoriaceen* erscheinen sie in der äussersten Region der Bastschicht, finden sich indess auch in der Rinde und im Marke vor; bei den *Papayaceen* verlaufen sie im Holze selbst, bei den *Aroideen* in allen Theilen des Gefässbündels. Dadurch, dass sie sich hier oft zwischen die Fugen benachbarter Gefässe und Parenchymzellen drängen, bilden sie mancherlei blind endende Aussackungen, ohne indess zu einem wirklichen Netzwerke zusammenzutreten. In hohem Grade ist letzteres

der Fall bei den *Papaveraceen*, und zwar in den Fruchtklappen und Kelchblättern (Fig. 165). Die Milchsaftgefässe verlassen da die Gefässbündel und ziehen, auf das mannigfaltigste anastomosirend, durch das Parenchym. In den übrigen Organen dieser Pflanzengruppe sind sie aber in der Regel nicht zu bandförmigen Gruppen vereinigt, sondern laufen getrennt und zerstreut, ohne seitliche Auswüchse und Quer-

Fig. 165.



Vergrösserung 200. Milchsaftgefässnetz aus einer jungen Mohnkapsel.

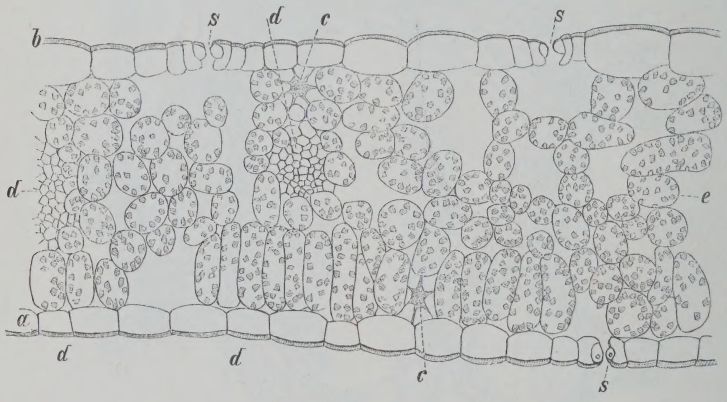
anastomosen in der Umgebung des Basttheiles eines jeden Gefässbündels bis in die primäre Rinde, einzelne dringen sogar in's Mark; dem Holze aber fehlen sie stets.

Bei *Alisma Plantago*, wo sie ebenfalls ein völliges Netz bilden, liegen sie unter der Oberhaut im Mesophyll des Blattes (Fig. 166 *a*). Sie lassen hier aber niemals eine eigene Haut erkennen, sondern sind durch einen Kreis kleiner, zartwandiger Zellen gebildet (Fig. 167); man könnte sie mit David ganz wohl als Milchsaftgänge bezeichnen. In der That hat Frank durch die Entwicklungsgeschichte

sie als mit Milchsaft erfüllte intercellulare Räume erwiesen. Streng genommen gehören sie also zu den Saftgängen (§. 36).

Der Inhalt der Milchsaftgefässe, der Milchsaft, stellt in der Regel eine milchweisse (*Papaver*), doch auch gelb (*Chelidonium, Glaucium, Bocconia*), roth (*Sanguinaria*) oder bräunlichgrün (*Portulacca*) gefärbte, auch wohl wasserhelle (*Campanula*) Flüssigkeit dar, die von wässeriger Consistenz, aber auch sehr dickflüssig sein kann. Fast ausnahmslos enthält er zahllose kleine Kautschukkügelchen, doch auch Amylumkörner, Harze, Gummi, Pflanzensäuren u. s. w. Bei manchen Pflanzen ist er geniessbar, so beim Kuhbaume (*Galactodendron utile*) Venezuela's [1]), ebenso beim Melonenbaume [2]) (*Carica Papaya*), bei anderen ausserordentlich giftig, wie bei *Antiaris toxicaria* [3]) (Upas- oder Pfeilgift der Indianer), bei *Agaricus piperatus* etc.

Fig. 166.



Vergrösserung 170. Querschnitt durch das Blatt von *Alisma Plantago*. *a* Epidermis der Oberseite. *b* Epidermis der Unterseite, *c* Milchsaftgänge, *d* Fibrovasalstränge, *e* das Mesophyll, *s* Spaltöffnungen.

Der eingetrocknete Milchsaft von *Papaver orientale* liefert das Opium, der von *Lactuca virosa* das Lactucarium des Handels, so dass in der That die Milchsäfte zu den wichtigsten in der Medicin und Technik (Kautschuk) verwendeten Substanzen gehören.

Etiolirte Pflanzen enthalten wenig oder gar keinen Milchsaft. Dagegen kommt er oft in so grossen Mengen in den Zellen vor, dass er schon bei einfacher Berührung derselben hervorgepresst wird.

[1]) Die grössten Bäume stehen in der Nähe von Caracas; sie liefern in einer Viertelstunde bis zu einen Liter Milchsaft. — In Languedoc geniessen übrigens die Bauern den jungen *Papaver Rhoeas* als Salat, desgleichen junge *Apocyneen*-Schösslinge.

[2]) Je jünger die Frucht, desto mehr Milchsaft enthält sie, beim Reifen schwindet er immer mehr und wird wässeriger.

[3]) *Antiaris innocua* hat einen ganz unschädlichen Milchsaft.

So reicht bei *Lactuca*-Arten ein geringes Kitzeln (mit einem Haare) hin, um Milchsaft in Tröpfchen hervortreten zu lassen; wenn Ameisen oder andere Insecten auf der Epidermis der Pflanze hinkriechen, so schiessen ganze Strömchen von Milchsaft hervor, die sie oft treffen und aufhalten.

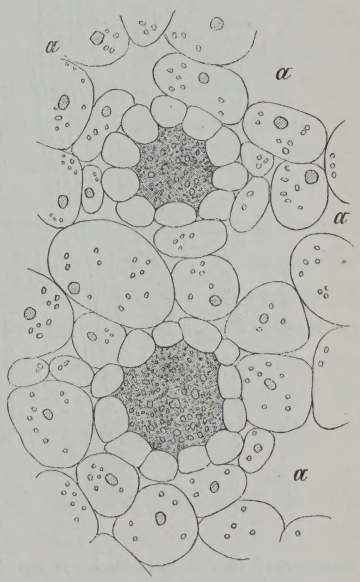
Das Klima scheint auf die Bildung des Milchsaftes von grossem Einflusse zu sein, wenigstens lässt sich diess daraus schliessen, dass viele Pflanzen, so z. B. *Caladium esculentum*, unter den Tropen äusserst reich an Milchsaft sind, während sie bei uns (in Gewächshäusern) nur äusserst wenig davon enthalten.

An der Luft gerinnt der Milchsaft oder trocknet, oft unter Verfärbung [1]), zu spröden, in der Regel zähen Massen ein.

Eine Bewegung (Strömung, Cyclose) des Milchsaftes in den Gefässen, wie sie Schultz [2]) annahm, findet nicht statt; die Bezeichnung desselben als Lebenssaft (dem Thierblute analog) ist völlig unstatthaft.

Die Milchsaft führenden Gewebselemente der *Euphorbiaceen*, *Moreen*, *Apocyneen* und *Acclepiadeen* sind keine Fusionsgebilde (Milchsaftgefässe), sondern einzelne Zellen, Milchzellen genannt (§. 35); sie gehören also nicht hierher.

Fig. 167.



Vergrösserung 170. Querschnitt durch zwei Milchsaftgänge aus dem Wurzelstocke von *Alisma Plantago*. *a* Lufträume.

5. Die Spiroiden oder Spiralgefässe, auch Holzgefässe oder Holzröhren genannt. Sie sind ebenfalls echte Zellfusionen, die sich durch theilweise oder völlige Resorption der Querwände übereinanderstehender, meist cylindrischer Zellen zu röhrigen Gebilden umwandeln [3]). Nach der Art der Verdickung ihrer Seitenwände [4]) (vergl. S. 28) kann man sie in Spiral-, Netz-, Ring-, Treppen-, Poren- und Tüpfelgefässe eintheilen. Sie alle haben

[1]) Bei *Leontodon Taraxacum* z. B. wird er violettblau.

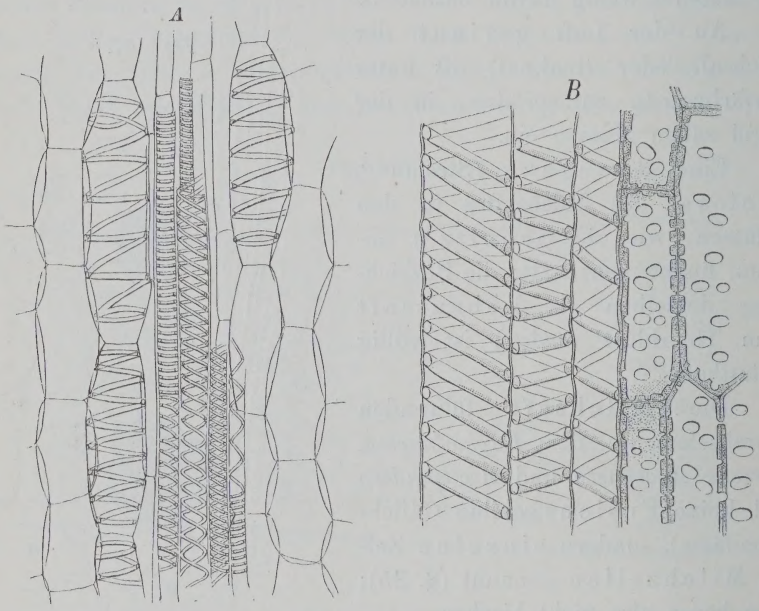
[2]) „*Sur la circulation et sur les vaiss. lactifères dans les plantes.*“ 4°. 1839.

[3]) Mohl, H. „*Linnaea.*“ 1831.

[4]) Nach Dippel („Abhandl. d. naturf. Gesellsch. zu Halle“, 1866) erfolgt sie unter dem Einflusse der Strombewegung des Protoplasma's.

das Gemeinsame, dass sie im ausgebildeten Zustande nur Luft führen [1]), dass sie dem Holzgewebe der Gefässbündel angehören und unter allen Elementen derselben zuerst und in der Regel am stärksten verholzen. Sie sind nicht nur bei den verschiedenen Holzarten, sondern bei demselben Holze, innerhalb derselben Jahresschicht von verschiedenem Durchmesser; oft erkennt man sie bereits mit freiem Auge als Löcher auf dem Querschnitte oder Furchen im Längsschnitte (*Juglans*, *Fraxinus*, *Quercus*, *Calamus*, *Bambusa*); an dünnen

Fig. 168.



Vergrösserung 400. Spiralgefässe. *A* aus dem Stengel einer *Opuntia*, die Zusammensetzung aus Zellen zeigend. *B* aus dem Stamme von *Sambucus nigra*.

Querschnitten [2]), die man gegen das Licht hält, sieht man sie als grössere oder kleinere Löcher in der scheinbar soliden Holzmasse fast bei allen Holzarten mit freiem Auge.

Die einzelnen Gefässzellen stehen bald mit horizontalen (Fig. 168*A*), bald mit schiefen Wänden aneinander (Fig. 172 *a*), in welch' letzterem Falle die Querwand in der Regel leiterförmig durchbrochen wird [3]).

[1]) Nur selten Farbstoffe, Harze etc.

[2]) Nördlinger, T. „Querschnitte von Holzarten." I.—VII. Centurie.

[3]) Tangl, E. „Sitzungsber. d. Wiener Akad." 1871 und 1872. — Runde oder längliche Perforationen finden sich indess auch da nicht selten, wie z. B. bei der Hainbuche, dem Apfelbaume etc., oft auch beide Perforations-Arten nebeneinander (*Fagus*, *Platanus*, *Rubus*), oder es sind die Spiral- und Ringgefässe leiterförmig, die getüpfelten rund perforirt (*Vitis*) etc.

Die verbreitetste Form, die Porengefässe ausgenommen, ist das eigentliche Spiral- oder Schraubengefäss, entstanden aus übereinanderliegenden Spiralfaserzellen (Fig. 168 *A*), durch Resorption ihrer Querwände. Die Spiralgefässe sind in der Regel die ersten Gefässe, welche bei der Differentiirung der Gewebe aus dem Urmeristem (S. 246) sich bilden; sie liegen also im ältesten Holztheile, nahe am Marke, in der sogenannten Markscheide oder Markkrone. Die Verdickungsschichten sind in Form von einfachen oder mehrfachen [1]) und dann meist gekreuzten Spiralen entwickelt (Fig. 168 *B*), deren obere und untere Glieder oft mit einer Ringfaser schliessen (Fig. 168 *A*). Oft liegen die Spiralen sehr enge aneinander [2]) und werden erst beim Weiterwachsen des Organes auseinandergezogen; oft sind die Bänder sehr in die Breite gedrückt (*Mamillarien*, Fig. 50 *B*, S. 43), oft ist die Steilheit der Windungen der Spiralen [3]), sowie ihre Richtung [4]) — rechts (in der Regel) oder links gewunden — selbst bei einer und derselben Pflanze ebenso verschieden wie ihr Durchmesser und die Länge ihrer Gliedzellen. Leiterförmig durchbrochene Querwände sind bei Spiralgefässen selten [5]) (*Olea*, *Vitis*, *Casuarina*-Arten); es gehen dann die Spiralwindungen, indem sie sich plötzlich verdünnen, unmittelbar in die Leitersprossen über. Oft findet sich spiralige Verdickung nur dort, wo die Spiroiden aneinander, nicht aber, wo sie an Markstrahlen oder Holzparenchym grenzen (*Amygdalus communis*) u. s. w.; kurz, es herrschen bezüglich der Details ganz ausserordentliche Verschiedenheiten, die aber werthvolle Anhaltspunkte für die Charakterisirung und Erkennung der verschiedenen Holzarten liefern [6]).

Bei manchen Pflanzen (*Collocasia*, *Caladium*, *Richardsia*) wird im Verlaufe der Entwicklung die Spiralfaser resorbirt, das Gefäss erscheint dann als eine Röhre mit glatten Wänden; auch kann es vorkommen, dass Bündel von Spiroiden durch Streckung und Zerreissung sich in Luftgänge umwandeln (*Nymphaeaceen*).

---

[1]) Im Blattstiele von *Musa*, Stengel von *Canna*, *Dahlia* etc. bis zu 20 untereinander parallele.

[2]) Am nächsten dem Marke liegen meist Spiroiden mit sehr weiten Windungen, weiter nach aussen solche, deren Windungen immer enger werden.

[3]) Sie kann auf den verschiedenen Seiten einer und derselben Gefässzelle sehr verschieden sein. Vergl. Dippel („Mikroskop." II. *pag.* 125, Fig. 47).

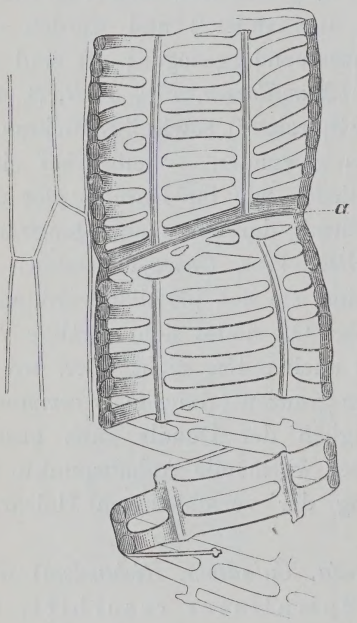
[4]) So sind bei *Vitis vinifera* die Spiroiden in der Markscheide rechtsläufig, die des Herbstholzes linksläufig, desgleichen bei *Berberis vulgaris*, *Artemisia Abrotanum* etc.

[5]) Sanio, C. „Botanische Zeitung." 1863. *pag.* 122.

[6]) Vergl. die Arbeiten von Sanio, Mohl, Rossmann, Nördlinger u. A.

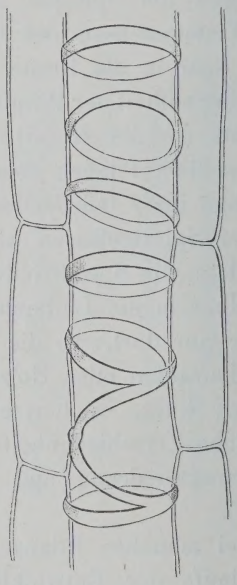
Das Netzgefäss (Fig. 169) kann man im Grunde genommen als Spiralgefäss auffassen, dessen Spiralband verzweigt und dessen Zweige untereinander verbunden sind, wie denn in der That öfter beim Aufrollen der Verdickungsschichten[1]) sich dieselben in Spiralen trennen (Fig. 169). Die Netzgefässe finden sich besonders schön im Stengel krautartiger Gewächse, besitzen meist viel kürzere Gliedzellen als die Spiroiden und entstehen bedeutend später als diese, nämlich zu einer Zeit, wo die Organe, in denen sie sich individuali-

Fig. 169.



Vergrösserung 500. Stück eines Netzgefässes aus dem Stengel von *Impatiens Balsamina*. In *a* die Scheidewand zweier Gefässzellen.

Fig. 170.



Vergrösserung 400. Partie eines Ringgefässes aus dem Stengel von *Impatiens Balsamina*.

siren, ihr Wachsthum fast abgeschlossen haben. Sie stehen also im Gefässbündel weiter nach Aussen als die Spiralgefässe. Oft sind ihre Seiten verschieden verdickt, nämlich netzförmig dort, wo sie an Netzgefässe, porös oder spiralig, wo sie an porös oder spiralig verdickte Zellelemente angrenzen. Uebergänge zwischen ihnen und den Spiroiden gibt es zahllose.

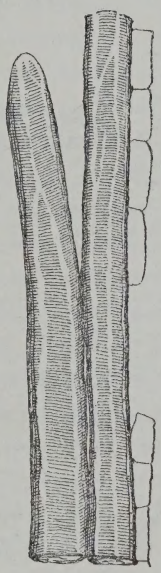
[1]) Das Ablösen der spiraligen und netzförmigen Verdickungsschichten von der äusseren Gefässhaut erfolgt sehr leicht. Wenn man Blätter und Stengelspitzen von *Rumex*, *Rheum* etc. quer bricht, so kann man die Bruchhälften oft weit auseinanderziehen, und sie hängen immer noch durch die dem freien Auge wie Spinnenfäden erscheinenden, sich abrollenden Spiralbänder verbunden.

Das Ringgefäss (Fig. 170), mit Verdickungsschichten, welche in sich zurücklaufende Ringfasern darstellen, lässt sich ebenfalls als ein specieller Fall eines Spiralgefässes auffassen, dessen Spiralbänder durch Niederdrückung und Vereinigung zu Ringfasern werden. Häufig sieht man in der That die Ringfaser durch Spaltung sich in Spiralfasern auflösen (Fig. 170), oder umgekehrt Spiralfasern zu Ringen sich zusammenziehen etc. Die Form der das Ringgefäss zusammensetzenden Ringfaserzellen ist meist eine cylindrische, nicht selten erscheinen sie aber zwischen je zwei Ringen tonnenförmig angeschwollen (*Balsamine*) oder auch eingeschnürt (*Mamillarien*, Fig. 52 *A*, S. 44).

Die Ringgefässe sind unter allen Gefässformen die am seltensten vorkommenden, sie begleiten, wo sie auftreten, die Spiroiden in der Markscheide der *Dicotylen* (*Impatiens*) und *Coniferen*, sowie im Gefässbündel der *Monocotyledonen* (*Calamus*, *Zea*), doch niemals in beträchtlicher Anzahl, nur bei den *Equiseten* erscheinen sie vorherrschend.

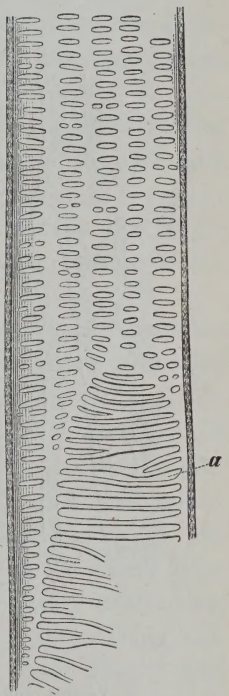
Das Treppengefäss (Fig. 171) ist im Grunde genommen nichts weiter als ein Porengefäss mit sehr in die Breite gezogenen Poren. Das Vorkommen desselben ist besonders an gewisse Pflanzengruppen gebunden (Farne und *Lycopodiaceen*), wo Treppengefässe fast die ausschliesslichen Fusionsgebilde darstellen; vereinzelt kommen sie aber auch im Holze des Weinstockes, bei *Dracaenen*, desgleichen bei den meisten krautartigen Pflanzen vor, und können sich unter Umständen sogar verzweigen (*Alsophila gigantea*). Ihre Wandungen zeigen je nach den Zellen oder Gefässen, an welche sie grenzen, grosse Verschiedenheiten bezüglich ihrer Verdickung; die Zellelemente, aus denen sie bestehen, sind meist

Fig. 171.



Vergrösserung 200. Treppengefässe aus dem Stengel von *Lycopodium complanatum*.

Fig. 172.

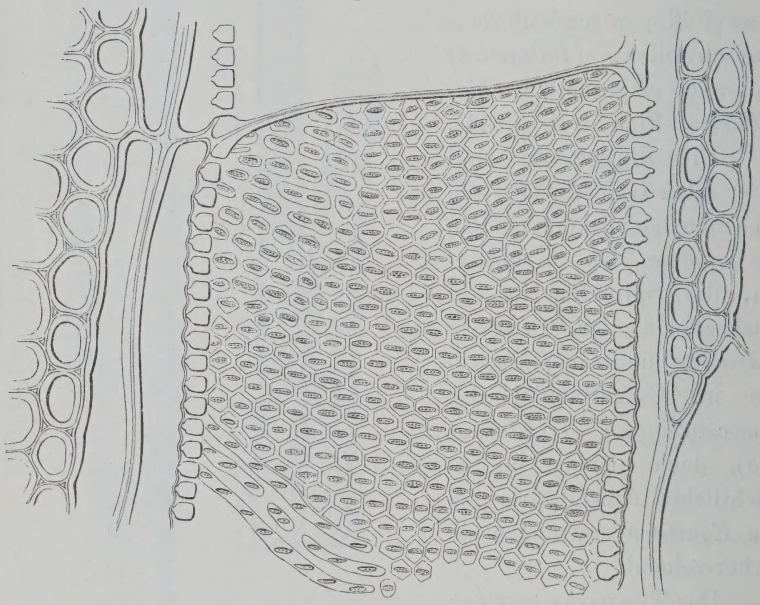


Vergröss. 750. Stück eines Porengefässes aus dem Stengel von *Veratrum album*. *a* die durchbrochene Scheidewand zwischen zwei Gefässzellen.

ziemlich lang, die Resorption der in der Regel sehr steil gestellten Querwände erfolgt entweder durch einen einzigen grossen Porus (*Zea*, *Alsophila*) oder durch leiter- und netzförmige Durchbrechungen (*Vitis*, *Lonicera*); nur selten sind die Querwände horizontal gestellt und durch behofte Poren geöffnet (Wurzel von *Abies excelsa*).

Die Poren- und Tüpfelgefässe [1]) (Fig. 172 und 173) sind unter allen Gefässformen die verbreitetsten und im Holze der Bäume, mit Ausnahme der Markscheide, niemals fehlend. Meist zeigt ihre Wandung, je nachdem sie mit verschiedenartigen Elementar-Organen

Fig. 173.



Vergrösserung 500. Stück eines Tüpfelgefässes von *Parkia biglandulosa*.

in Berührung stehen, grosse Verschiedenheiten im Baue. Wo sie an Tracheiden (Cap. X) grenzen, zeigen sie die gleiche Anordnung der Tüpfel wie diese, an Libriform (Cap. X) grenzende Wände sind stets abweichend und spärlich getüpfelt, in manchen Fällen fehlen sogar die Tüpfel ganz (*Olea*, *Fuchsia*) oder sind durch Spiralen ersetzt, welche aber dort, wo sie an Markstrahlenzellen oder an Holzparenchym stossen, fehlen (*Jatropha Manihot*, *Ficus rubiginosa*). Die an Markstrahlen anstossenden Wände haben stets kleinere unbehofte, den Markstrahlenporen selbst gleichende Tüpfel.

---

[1]) Mohl, H. v. „Vermischte Schriften." *pag.* 272 ff.
Sanio, C. „Botanische Zeitung." 1863. *pag.* 124 ff.

Mohl unterscheidet da im Ganzen folgende Verschiedenheiten:

1. Die Gefässwand ist überall gleichmässig mit Tüpfeln besetzt, gleichgiltig an was für Elementar-Organe sie grenzt (*Clematis vitalba*, *Broussonetia papyrifera*, *Eleagnus acuminata*).

2. Die Tüpfel sind dort, wo das Gefäss an Prosenchymzellen grenzt, weitläufiger gestellt (*Sophora japonica*, *Acacia lophanta*, *Bixa orellana*).

3. Die Gefässe sind dort, wo sie an Gefässe grenzen, dicht mit Tüpfeln besetzt, dort aber, wo sie an Prosenchymzellen stossen, mit sehr zerstreuten oder gar keinen, und an den Stellen, wo sie Markstrahlen berühren, mit einfachen, hoflosen Poren (*Sambucus nigra*, *Betula alba*, *Populus alba*, *Alnus incana*).

4. Die Gefässwände haben nur dort, wo sie an andere Gefässe grenzen, behofte Tüpfel, überall sonst einfache, grosse Poren (*Cassyta*-Arten, *Bombax pentandrum*), oder endlich

5. Die an Gefässe anstossenden Wände haben in die Breite gezogene (treppenartige) Tüpfel, die anderen grosse, hoflose Poren (*Chilianthus arboreus*, *Cynanchum obtusifolium*).

Nicht selten zeigen die an Holzparenchym angrenzenden Wände behofte und nicht behofte Tüpfel nebeneinander (*Jatropha Manihot*, *Ficus rubiginosa*), häufig sind die Tüpfel an Grösse sehr variirend (*Eugenia australis*, *Punica Granatum*, Fig. 48 *A*, S. 39), auch wohl die Spalten benachbarter ineinanderfliessend (*Tectonia grandis*, *Fraxinus*, *Elaeodendron orientale*, Fig. 41 *B*, S. 32), oder ein gemeinsamer Hof umgibt mehrere Spalten (*Ilex mucronata*, Fig. 42 *C*, S. 34; *Parkia biglandulosa*, Fig. 48 *D*, S. 40). In der Regel ist die innere Mündung kleiner als der Hof (*Salix alba* und *Salix nigra*, Fig. 49 *B*, S. 41; *Aralia spinosa*), oft aber auch, besonders wenn sie spaltenförmig entwickelt sind, grösser (*Clematis vitalba*, *Cornus alba*, *Morus alba*, *Punica Granatum*, Fig. 47, S. 38), auch sind, wie bei den Poren- und Tüpfelzellen (S. 28), häufig gekreuzte Spalten vorhanden (*Bassia longifolia*, Fig. 46 *A*, S. 37) u. s. w.

Die Tüpfel sind an den Wänden der Tüpfelgefässe fast ausnahmslos in mehr oder minder steilen Spiralen angeordnet (Fig. 49 *C*, S. 41), nur selten finden sie sich ordnungslos zerstreut (Fig. 41 *C*, S. 32).

Sehr häufig kommt es vor, dass ausser den getüpfelten oder porösen secundären Membranen von Gefässzellen noch eine tertiäre vorhanden ist, welche spiralige Verdickung zeigt (*Vitis*, *Tilia*, *Cucurbita*, *Fraxinus*, *Nerium*) und da steigt das Spiralband nicht selten in der entgegengesetzten Richtung an, wie die Tüpfelspiralen. Mohl nannte solche Gefässe gemischte. Der Verlauf und die Zahl der Spiralen, sowie die Stellung der Tüpfel zu den-

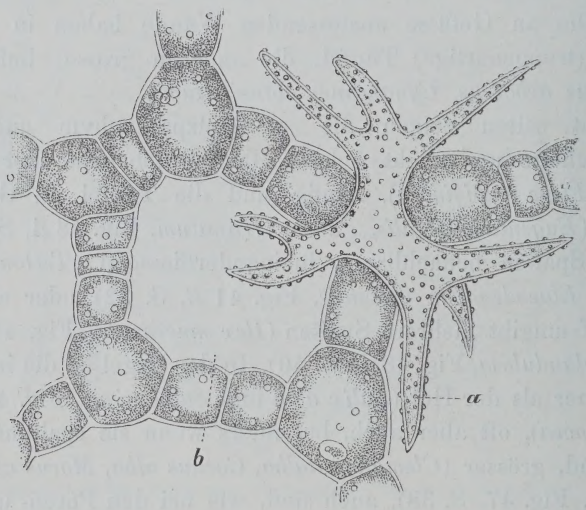
selben, kann da ausserordentliche Variationen zeigen (Fig. 37 *C*, S. 29; Fig. 54 *C*, S. 45 etc.).

Porengefässe sind im Allgemeinen seltener als getüpfelte, doch sucht man sie bei *Scorzonera-*, *Betula*-Arten etc. niemals vergebens (Fig. 172; Fig. 37 *B*, S. 29).

Die Bildung der Poren oder Tüpfel erfolgt natürlich ganz wie bei der porösen oder getüpfelten Zelle (S. 28), von der sich die entsprechenden Gefässe ja nur durch die Resorption der Querwände unterscheiden.

Die weitesten Gefässe dieser Art finden sich bei tropischen Schlingpflanzen (*Bauhinia*, *Büttneria*), sowie bei einzelnen Rohrarten (*Calamus Rotang*), wo sie bereits mit freiem Auge als grosse Löcher (im Querschnitte) oder tiefe Furchen (im Längsschnitte) auffallen.

Fig. 174.



Vergrösserung 400. Querschnitt durch den Blattstiel von *Nymphaea alba*. *b* ein Luftgang, *a* ein Idioblast (Sternhaar).

§. 35. Idioblasten.

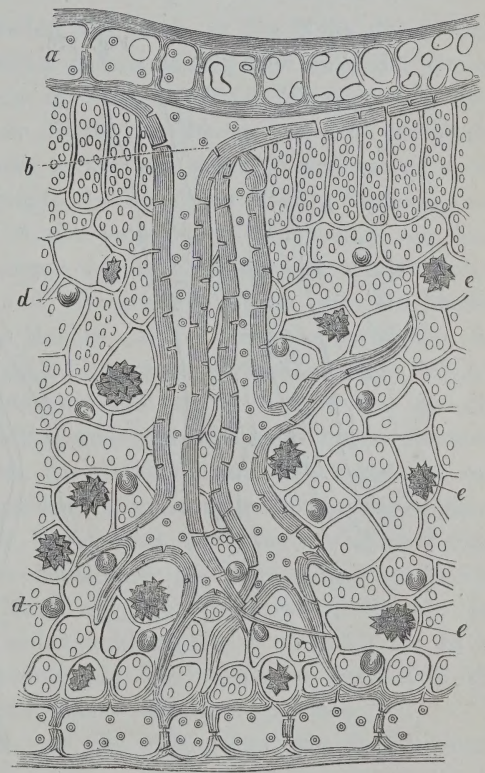
Es kommt ausserordentlich häufig vor, dass in einem sonst gleichmässigen Gewebe eine oder die andere Zelle durch ihre Grösse, ihren Bau oder ihren Inhalt sich wesentlich von ihrer Nachbarschaft unterscheidet, und Sachs hat vorgeschlagen [1]), solche Zellen als

[1]) „Lehrbuch der Botanik." 1874. 4. Aufl. *pag.* 82. — Sachs führt noch folgende Ausdrücke ein: „Eremoblasten", Zellen, die sich früher oder später ganz aus dem Verbande der anderen lösen (Sporen, Pollen); Trichoblasten, haarartig geformte Idioblasten (Nymphaea-Sternhaare [Fig. 174], Zellen im Blatt-

Idioblasten zu bezeichnen. Dahin gehören, streng genommen, viele einfache Drüsen (§. 36), die Cystolithenzellen (S. 25), die Zellen mit Krystalldrusen oder Raphiden (§. 24), die Spaltöffnungen (§. 43), der Embryosack etc.

In diesem allgemeinen Sinne scheint mir indess die Einführung einer neuen Bezeichnung wohl überflüssig, da die alten, wie ich glaube, völlig genügen, auch keinerlei Missverständnisse zulassen; beschränken wir aber den Begriff Idioblast auf Zellen mit relativ äusserst mächtiger und den Nachbarzellen gegenüber abnormer Grössenentwicklung, so erscheint mir allerdings eine eigene Bezeichnung für diese gleichsam fremdartigen Gebilde erwünscht; ich adoptire ohne Weiteres dafür den von Sachs vorgeschlagenen Ausdruck Idioblasten.

Fig. 175.



Vergrösserung 400. Querschnitt durch das Blatt von *Thea viridis*. *a* Epidermis, *b* verzweigte dickwandige Idioblasten, *d* Oeltropfen, *e* Krystalldrusen. (Nach Mirbel).

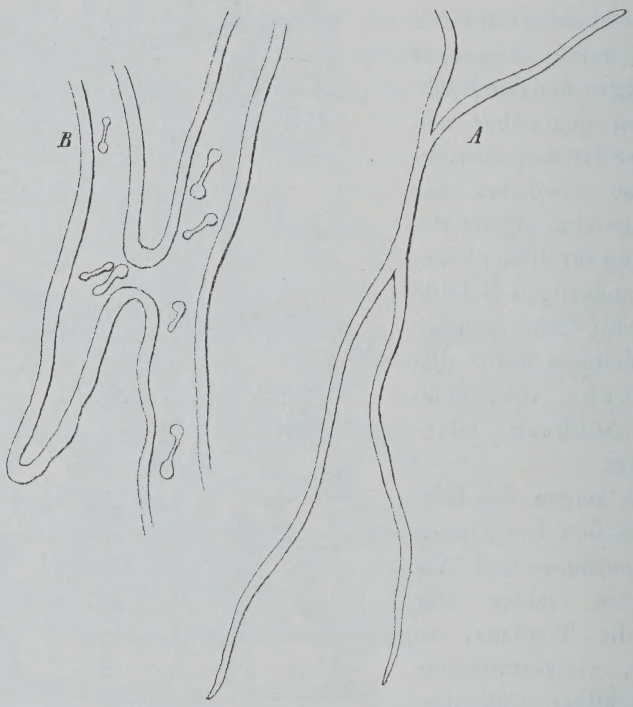
So zeigen die Eckzellen in den Luftgängen von *Nymphaea*- und *Nuphar*-Arten schon sehr frühe die Tendenz, zu grossen, vielverzweigten, mit mächtigen Cuticularknoten versehenen Haarbildungen auszuwachsen (Fig. 174), welche weite Strecken in die Lufträume hineinragen und echte Idioblasten darstellen. Eben solche Idioblasten sind die copulirten Baströhren im Rindengewebe von *Monstera* (Fig. 152 *C*, S. 253), desgleichen eigenthümliche, dickwandige, verzweigte, oft den ganzen Querschnitt der Blätter gewisser Pflanzen (*Thea*, *Welwitschia*, *Camellia*, *Fagraea*,

stiele von *Monstera*, im Blatte von *Thea* [Fig. 175]); „Lithocysten", wenn die Zellen eine Krystalldruse, Raphiden oder Cystolithen enthalten. — Ich kann die Nothwendigkeit dieser vielen neuen Ausdrücke nicht recht einsehen.

Hakea) durchsetzende colossale Zellelemente (Fig. 175), die man auch als Sclerenchymzellen unterschieden hat [1]).

Die früher zu den Milchsaftgefässen (S. 262) gerechneten, Milchsaft führenden Gewebselemente der *Euphorbiaceen*, *Moreen*, *Apocyneen* und *Asclepiadeen* sind, wie neuere Untersuchungen darthun, keine Fusionsgebilde, sondern einzelne Zellen, welche durch active oder passive Streckung, sowie durch Verzweigung auf grosse Strecken hin in die Intercellularräume hineinwachsen. Man

Fig. 176.



Vergrösserung 400. Milchzellen. *A* dünnwandige von *Euphorbia splendens*. *B* dickwandige mit stabförmigem Amylum von *Euphorbia triangularis*.

hat sie Milchzellen genannt [2]); sie sind die verbreitetsten und wichtigsten Idioblasten, die wir kennen (Fig. 176). In der Regel stellen sie dünnwandige (Fig. 176 *a*), seltener dickwandige (*Euphorbiaceen* [Fig. 176 *b*]), vielverzweigte und allseitig geschlossene Elementar-Organe dar und entstehen schon sehr frühe als Zellen des Grundgewebes, und zwar bereits in sehr geringer Entfernung vom

[1]) Buch. „Ueber Sclerenchymzellen." Breslau 1870.

[2]) David, G. „Ueber die Milchzellen der *Euphorbiaceen* etc." Breslau 1872.

Vegetationspunkte, frühzeitiger als die Anlage der ersten Spiroiden bemerkbar wird. Da sie demnach nicht Zellen des Procambiums ihren Ursprung verdanken, gehören sie gar nicht zum Gefässbünpel-System und sind mit den echten Bastfasern nicht zu identificiren. Untereinander anastomosiren sie nicht, bilden also nicht, wie öfters die Milchsaftgefässe, ein geschlossenes System in der Pflanze, ebensowenig als sie mit den Elementen des Holzes sichtbare Communication zeigen.

Die Milchzellen finden sich stets in der Nähe der Gefässbündelzone; die in den Blättern vorkommenden sind entweder sämmtlich nur Verlängerungen derer im Stamme (*Euphorbiaceen*), oder aber sie gehören selbstständig dem Blatte an (*Moreen*); wo sie im Marke auftreten, gehören sie diesem selber an, wenn Weichbast (*Phloëm*) darin vorhanden ist (*Asclepiadeen*); wo dieser fehlt (*Euphorbiaceen, Moreen*), sind auch die im Marke befindlichen Milchzellen nur Verlängerungen oder Verzweigungen der im Rindengewebe verlaufenden.

Bei den *Apocyneen* und *Asclepiadeen* liegen die Milchzellen sowohl im Parenchyme des Markes als der Rinde, desgleichen bei den *Moreen*, nur dass hier auch blatteigene vorhanden sind. Bei den *Euphorbiaceen* stehen sie einzeln oder zu zwei und drei an der äussersten Peripherie der Gefässbündelzone; kleinere liegen zerstreut im Rindengewebe und Marke, wo sie manchmal auch horizontal verlaufen können (*Euphorbia splendens*), immer aber Fortsetzungen derer des Stammes sind. In den Internodien verlaufen sie unverzweigt, nur in den Blattinsertionen bekommen sie Verästelungen, Zweige, die von da aus öfter ins Mark abgehen (*Euphorbia Lathyris*). Ins Blatt selbst treten die von unten kommenden — etwa 12 bis 18 an Zahl — mit den Gefässbündeln ein und verlaufen ausserhalb des echten Bastes derselben, ohne indess blatteigene zu sein.

Höchst wahrscheinlich sind die Milchzellen wie die Milchsaftgefässe Secretions-Organe [1]).

Der Milchsaft der Milchzellen ist dem der Milchsaftgefässe im äusseren Verhalten gleich (vergl. S. 266), gerinnt wie dieser und trocknet an der Luft zu zähen, selten spröden, sich dabei öfters verfärbenden [2]) Massen, deren Elasticität von ihrem Gehalte

---

[1]) Milchsaft kommt nach Vogel („Pringsheim's Jahrb." V. *pag.* 31 ff.) auch in den Spiralgefässen von *Ipomaea, Argemone,* sowie nach David bei *Campanula-, Phyteuma-* und *Lactuca*-Arten vor, desgleichen findet er sich in einzelnen Parenchymzellen des Wurzelgewebes (*Euphorbia Cyparissias*), sowie in den Gefässen des Holzes von *Ficus-* und *Euphorbia*-Arten nicht selten, doch sind alle diese Fälle nur Ausnahmen vom normalen Vorkommen in Milchzellen und Milchsaftgefässen.

[2]) Bei *Jatropha Curcas* purpurroth.

an Kautschuk abhängt. Die Stoffvertheilung mag durch einige Analysen erläutert werden.

So enthält [1]) der Milchsaft von:

	Euphorbia Cyparissias	*Euphorbia platyphyllos*	*Euphorbia Esula*	*Asclepias syriaca*	*Siphonia elastica*
			in Procenten		
Wasser	72·13	77·22	83·87	60·90	56·37
Harz	15·72	8·12	—	22·1	—
Gummi	3·64	2·15	—	—	—
Kautschuk	2·73	0·73	—	10·4	31 70
Fett	—	1·33	—	—	0·13
Zucker und Extractiv-Substanz	4·13	6·41	—	3·3	—
Eiweiss (gelöst)	0·14	0·51	6·41 (ungelöst)		1·90
Asche	0·98	1·51	2·36	—	—

ferner fettes und ätherisches Oel, Weinsäure, Aepfelsäure, Farbstoffe u. s. w. Das specifische Gewicht beträgt bei *Euphorbia Cyparissias* 1·0449, bei *Euphorbia platyphyllos* 1·0468.

Viele Milchsäfte von Milchzellen sind geniessbar. So wird die angenehm süss schmeckende Milch von *Euphorbia balsamifera* auf den canarischen Inseln eingetrocknet als Paste gegessen. Die Blätter von *Asclepias lactifera* sind auf Ceylon (nach Burmann) so reich an Milchsaft, dass man sich derselben in Ermanglung von Kuhmilch zum Kochen von Speisen bedient, die sonst mit Thiermilch zubereitet werden; auf Teneriffa schälen die Einwohner die Rinde von *Euphorbia canariensis* ab und saugen dann den auf diese Weise blossgelegten Pflanzenkörper aus etc. Andere Milchsäfte werden durch ihren Gehalt an Säuren verwendbar, so die milchreichen Blätter von *Euphorbia neriifolia*, die man wie Essig benützt [2]). Den Hauptwerth erlangt aber der Milchsaft vieler Milchzellen durch seinen Gehalt an Kautschuk (S. 191); so bei *Siphonia elastica*, *Isonandra Gutta*, *Ficus elastica* u. s. w.

§. 36. Drüsen, Saftbehälter und Saftgänge.

Ganz allgemein finden sich, entweder im Innern oder an der Oberfläche von Pflanzenorganen einzelne Zellen oder Zellgruppen oder Zellfusionen, oder endlich Hohlräume, welche gefüllt sind mit harzigen, klebrigen, gummösen oder öligen Substanzen, welche die

[1]) Weiss, A. und Wiesner, J. „Botanische Zeitung", 1861, *pag.* 41 ff. und 1862, *pag.* 125 ff.

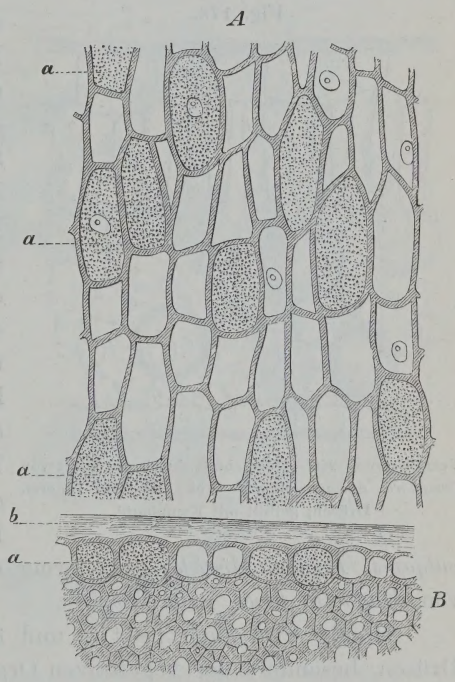
[2]) Die Eingeborenen legen sie einige Augenblicke auf heisse Kohlen, zerdrücken sie dann zwischen den Händen und pressen so einen Saft aus, der so sauer ist, wie gewöhnlicher Weinessig.

Pflanze nicht mehr verwerthet und die man daher als Secrete bezeichnen muss.

Man nennt diese Zellen oder Zellcomplexe oder Hohlräume: Drüsen, Saftbehälter und Saftgänge, auch wohl kurzweg Secretions-Organe. Die Drüsen führen meist ätherische oder fette Oele, Bitterstoffe, Zucker, schmierige Substanzen etc.; die Saftbehälter und Saftgänge harzige, balsamische, gummöse oder indifferente Stoffe und werden demgemäss als Harzgänge, Balsamgänge, Gummigänge etc. bezeichnet [1]).

Die Drüsen sind entweder einzelne Zellen oder grössere oder kleinere gehäufte Zellgruppen, die mit dem Secretionsproducte gefüllt sind, in letzterem Falle häufig umgeben von eigenthümlich gebauten Elementar-Organen, während die Drüsenzellen selbst nicht selten durch Verflüssigung ihrer Wände zu Hohlräumen werden, in denen nun die Secretionsmasse liegt. Vorwiegend kommen sie im Hautgewebe (Capitel IX) und Grundgewebe (Capitel XI) der Pflanzen vor. Je nachdem sie aus einzelnen Zellen oder aber aus Zellcomplexen bestehen, kann man sie als einfache oder zusammengesetzte Drüsen unterscheiden, und je nach ihrer Lage im Innengewebe oder an der Oberfläche der Pflanzenorgane als innere oder äussere Drüsen bezeichnen.

Fig. 177.



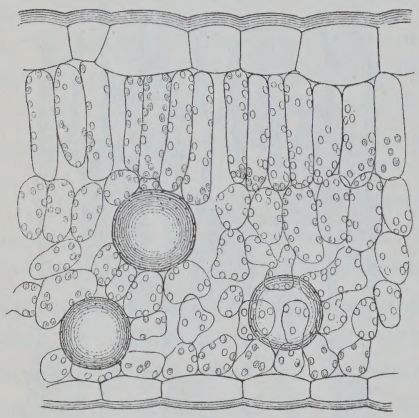
Vergrösserung 250. *A* Längsschnitt, *B* Querschnitt durch die Oberhaut des Stengels von *Silene nemoralis*. *a* die einfachen äusseren Drüsen, welche die klebrige Absonderung bewirken; *b* die aus den Zellen über die Oberhaut ergossene schmierige Masse.

Als Beispiel einer einfachen, äusseren Drüse diene Fig. 177. Der Stengel von *Lychnis viscaria*, *Silene nemoralis* etc. ist bekanntlich klebrig durch eine an seiner Oberfläche befindliche schmierige Substanz. Untersucht man die Oberhaut dieser Pflanzen,

[1]) Eine scharfe Grenze lässt sich derzeit zwischen diesen Gebilden nicht ziehen.

so findet man zwischen gewöhnlichen, Luft oder Zellsaft führenden Epidermiszellen andere (Fig. 177 *a*), welche dicht erfüllt sind mit klebrig schmieriger Masse. Die Menge derselben nimmt so zu, dass sie hie und da die Zellhaut sprengt und sich in grösserer oder geringerer Quantität an der Oberfläche der Organe ausbreitet (Fig. 177 *B*). Nicht immer wird aber eine solche klebrige Ausscheidung durch einfache äussere Drüsen bewirkt, sondern häufig (*Acacia glutinosa*, Knospendecken von *Aesculus*, *Alnus* etc.) durch Köpfchenhaare oder Glandeln (Fig. 180) [1]), welche die Secretion übernehmen und die man Zotten (*Colleteren*) genannt hat [2]).

Fig. 178.



Vergrösserung 250. Querschnitt durch das Blatt von *Camphora officinarum* mit drei einfachen inneren Drüsen, gefüllt mit Kampheröl.

Ausserordentlich verbreitet sind die einfachen inneren Drüsen. So die Kampherdrüsen der Blätter von *Camphora officinarum* (Fig. 178) [3]). Sie finden sich zerstreut im Mesophylle und der Rinde der Pflanze und stellen einzelne grössere Zellen dar, welche entweder mit Kampheröl gefüllt sind, oder den Kampher in ungeformten Klumpen herauskrystallisirt enthalten. Aehnlich die Asaron-haltigen inneren Drüsen im Rhizome von *Asarum europaeum*, sowie die Drüsen im Blattparenchym von *Lysimachia vulgaris*, *Begonia disticha* etc., ferner die im Blumenblattparenchyme von *Magnolia fusca* u. s. w.

Häufig wird auch fettes und ätherisches Oel in inneren Drüsen, besonders der vegetativen Organe abgesondert. Viele Blätter (*Hypericum perforatum*, *Myoporum*-Arten etc.) erscheinen bekanntlich, wenn man sie gegen das Licht hält, wie mit feinen Nadelstichen durchbohrt; sie zeigen eng umschriebene helle Punkte. Dieselben werden hervorgebracht durch innere Drüsen, in denen die Oeltropfen liegen (Fig. 179). Häufig ist das Mesophyll über der Drüse chlorophyllfrei (Fig. 179 *b*), daher die Durchsichtigkeit des Blattes an diesen

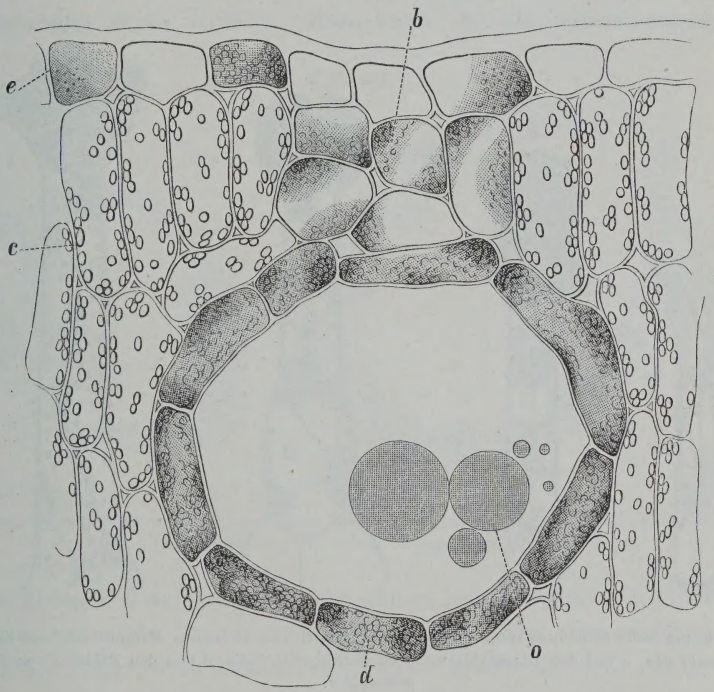
[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." Berlin 1867. *pag.* 536 ff.

[2]) Hanstein, J. „Botan. Zeitung." 1868. *pag.* 697 ff.

[3]) Der Kampher (C_{10} H_{16} O) wird in Japan und China durch Destillation der Zweige und Blätter mit Wasser gewonnen. Durch Sublimation erhält man ihn in glänzenden Krystallen.

Stellen befördert, und die Drüse umgeben von eigens geformten und gelagerten, in einer oder mehreren Reihen auftretenden Wandzellen (Fig. 179 *d*) [1]). Nach Frank [2]) entstehen diese Drüsen bei *Myrtus communis* [3]) aus einer grösseren im Parenchyme liegenden chlorophyllfreien Zelle, die von zwei flachen Epidermiszellen bedeckt ist und sich bald in drei gegen einander rechtwinkelige Richtungen in acht Tochterzellen theilt, welche alle mit ihren Scheiteln im Centrum der früheren Mutterzelle zusammenstossen und die Wandzellen (Fig. 179 *d*)

Fig. 179.



Vergrösserung 500. Eine innere Drüse aus dem Querschnitte des Blattes von *Myoporum viscosum*. *e* die Epidermis, *c* das Chlorophyll führende Mesophyll, *b* chlorophyllfreie Zelllagen über jeder Drüse, *d* eigenthümliche, die Drüse umgebende Zellen, *o* Reste fetten Oeles.

darstellen. An ihrem Zusammenstossungspunkte, sowie an ihren Seitenwänden erscheint bald eine Spur ätherischen Oeles (gleichsam eine Intercellularsubstanz bildend), und während die Wandzellen sich weiter theilen, werden sie durch das Wachsthum der Nachbarzellen

[1]) Bei *Myoporum tuberculatum* liegt die Drüse in der Mitte des Blattdiachyms, ist von zwei Reihen von Wandzellen umgeben und die chlorophyllfreie Partie oberer der Drüse fehlt.

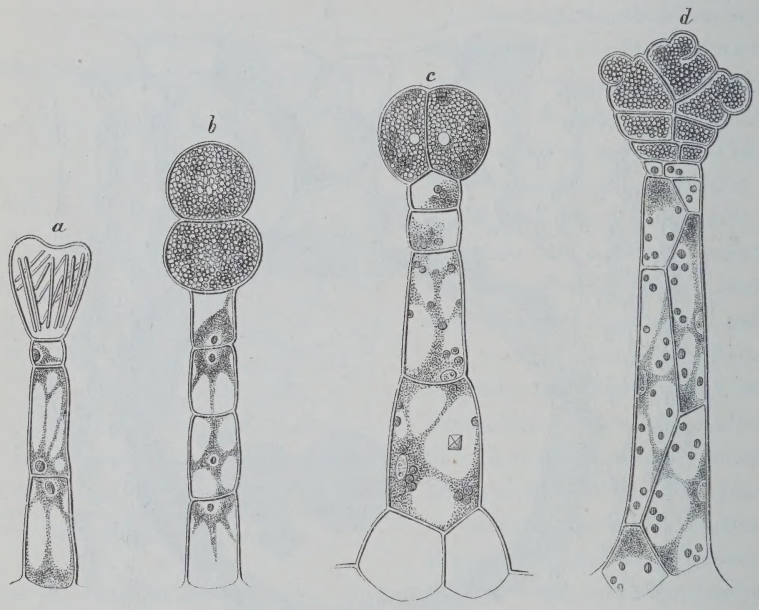
[2]) „Beiträge zur Pflanzen-Physiologie." Leipzig 1868. *pag.* 124 ff.

[3]) Desgleichen die kugeligen Oeldrüsen in der Rinde von *Ptelea trifoliata*.

immer mehr auseinandergezogen und vergrössern so den centralen Intercellularraum, der sich immer mehr mit ätherischem Oele füllt. Diese Art von Drüsen sind nur durch ihre nach allen Dimensionen nahezu gleiche Grösse von den Saftgängen verschieden, der Entstehung nach ihnen völlig gleich.

Durch Zerfallen (Resorbiren) von Gewebe bilden sich die grossen, ätherisches Oel (Citronenöl) enthaltenden Drüsen in den Fruchtschalen von *Citrus*-Arten. Die Wandungen gewisser kugeliger,

Fig. 180.



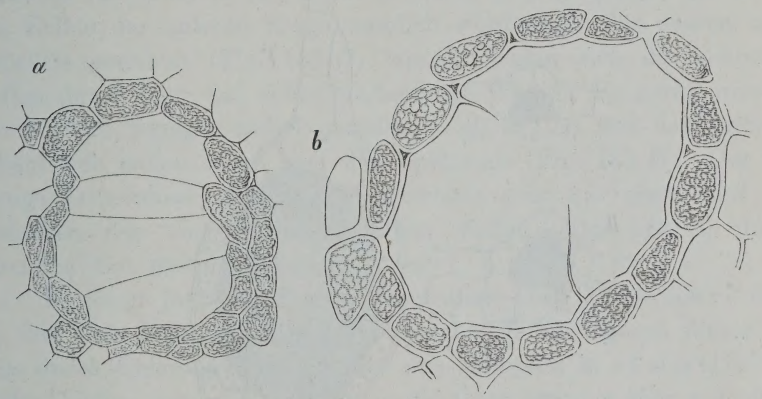
Vergrösserung 300. Köpfchenhaare. *a* von den Blättern von *Origanum Majorana*, *b* vom Stengel von *Bryonia alba*, *c* von den Blumenblättern von *Salvia gesnerifolia*, *d* von den Blättern von *Tellina grandiflora*.

bereits in der ganz jungen Frucht bemerkbar werdender Gewebspartien (Zellnester) quellen später immer mehr an, verflüssigen sich endlich und bilden dann einen mit dem Secretionsproducte gefüllten Hohlraum. In ähnlicher Weise entstehen nach Rauter[1]) die Drüsen im Mesophyll von *Dictamnus Fraxinella*; nach Grigorieff die Gummibeulen kranker Pflaumen, wo der Weichbast der das Fruchtfleisch durchziehenden Gefässbündel durch Quellen und dann Verflüssigen der Zellwände mit Gummi erfüllte Hohlräume bildet, deren Inhalt sich oft in Form von Tröpfchen nach Aussen ergiesst. Gleich-

[1]) „Denkschriften der k. Akad. d. Wiss. in Wien." 1871. XXXI.

falls nach diesem Typus bilden sich nach Frank [1]) die Gummidrüsen der Linden. Es sind diess im fertigen Zustande Höhlungen im Parenchyme der Rinde und des Markes, die aber noch zahlreicher in den Stipulis und Knospenschuppen der Pflanze sich vorfinden (Fig. 181 *b*). In ganz jungen Stadien (Fig. 181 *a*) sieht man an Stelle des Hohlraumes Gruppen dünnwandiger, zuerst mit Protoplasma, dann, beim immer Spärlicherwerden desselben immer mehr mit Gummi [2]) als Inhalt [3]) erfüllter Zellen, welche wachsen und deren Häute nach und nach verschwinden, indem sie sich ebenfalls in Gummi umwandeln. Bei zunehmendem Alter des Organes verschwinden diese Drüsen. Man kann sie als zusammengesetzte

Fig. 181.



Vergrösserung 200. Bildung der Gummidrüsen in den Knospenschuppen von *Tilia parvifolia* (nach Frank). *a* Jugendzustand, *b* die fertige Gummidrüse im Querschnitte.

innere Drüsen bezeichnen. Nicht selten erhebt sich die Oberhaut dort, wo unter ihr eine solche innere Drüse liegt, warzenförmig in die Höhe (*Hypericum balearicum*, *Ruta graveolens* [ein hellgrünes ätherisches Oel enthaltend], *Citrus Aurantium* etc.), auch ragen öfters einzelne Wandzellen papillenartig in den Hohlraum hinein (*Hypericum balearicum*). Solche tuberkelartig erhobene Drüsen bilden den Uebergang zu den zusammengesetzten äusseren Drüsen [4]).

[1]) *l. c. pag.* 112 ff.

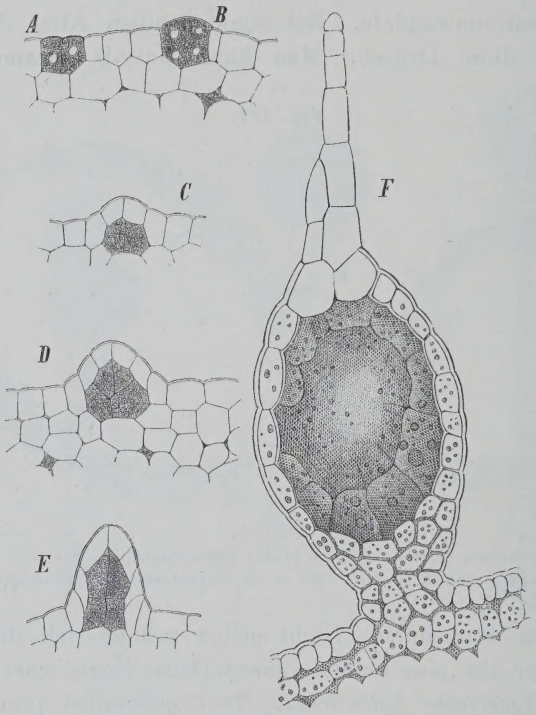
[2]) In Alkohol gerinnend.

[3]) Nicht als gequollene Verdickungsschichten.

[4]) In den Blatt- und Axen-Organen, sowie in den Früchten von *Citrus Aurantium* und *Limetta*, sowie in käuflichen Citronen, nicht aber in den Früchten von *Citrus vulgaris*, findet sich, gelöst im Zellsafte, Hesperidin oft in grossen Mengen. Legt man unreife Apfelsinen in Alkohol, so bildet sich in jeder Zelle des Fruchtfleisches ein Sphärokrystall von Hesperidin, der ein Viertel bis ein Drittel des Zelllumens einnimmt. Nach Pfeffer („Botan. Ztg." 1874, *pag.* 529 ff.) sind

Ein schönes Beispiel einer solchen sind die nur bei *Dictamnus*-Arten bekannten Drüsenhaare, welche die ganze Inflorescenz der Pflanze bedecken. Nach Rauter stellen sie einen ellipsoidischen keulenförmigen Behälter dar, dessen Scheitel ziemlich plötzlich in ein wenigstens nach oben hin nur aus Einer Zellreihe bestehendes Haar ausläuft (Fig. 182 *F*). Die Wandung des Behälters wird durch eine einzige Schicht mässig verdickter Zellen gebildet, die besonders

Fig. 182.



Vergrösserung 320. Entwicklung der Drüsenhaare von *Dictamnus Fraxinella*. (Nach Rauter.)

diese Sphärokrystalle von denen des Inulins (S. 176) leicht durch ihre (nahezu) Unlöslichkeit in heissem Wasser zu unterscheiden. Wässeriges und alkoholisches Aetzkali lösen Hesperidin sehr leicht (mit gelblich- oder röthlichbrauner Farbe), desgleichen Ammoniak und kohlensaure Alkalien, besonders beim Erwärmen. Aus der wässerigen, neutral reagirenden Lösung scheidet es sich beim Verdampfen in weissen, wasserfreien Nadeln ab. Aehnlich verhalten sich Essigsäure, Salzsäure oder Schwefelsäure haltiges Wasser, sowie kalter und warmer Alkohol. Es ist ein vollkommen verbrennlicher, stickstofffreier Körper, aber sicher kein Kohlenhydrat.

Bemerkt mag hier werden, dass die Seite 177, Anmerkung [1]), erwähnten Sphärokrystalle von *Acetabularia* nach Prantl („Das Inulin", 1870, *pag.* 44) nicht aus Inulin bestehen, desgleichen die von Russow bei *Marattia* entdeckten weder Inulin noch Hesperidin sind.

bei den Drüsenhaaren der Filamente gelösten dunklen Rosa-Farbstoff enthalten. Die centrale Höhle des Behälters ist ganz mit einer grünlichen Substanz erfüllt, in der meist ein Tropfen ätherischen Oeles liegt. Das Trichom sitzt entweder mit breiter Basis oder mit einem kurzen Stiele auf der Oberfläche des Tragorganes. Die Entwicklung erfolgt nach ihm [1]) folgendermassen:

Eine Oberhautzelle theilt sich, ohne vorher papillös auszuwachsen, durch drei auf die Epidermis senkrechte Wände in vier quadratisch gestellte Zellen (Fig. 182 *A*), deren jede sich später durch eine tangentiale Wand halbirt (Fig. 182 *B*), so dass die ursprüngliche Haarmutterzelle in zwei übereinander liegende Etagen von je vier Zellen zerfallen ist, deren obere sich zur Wandung ausbilden, während die unteren zur Drüse werden. Durch radiale Streckung der Zellen der unteren Etage nämlich werden die der oberen nach aufwärts gerichtet (Fig. 182 *C*); später theilen sich die centralen Zellen durch quer und schief verlaufende Wände, die peripherischen durch mehr weniger radial gestellte (Fig. 182 *D*) und das Trichom erhebt sich immer mehr über der Epidermis (Fig. 182 *E*). Der das fertige Drüsenhaar krönende Haarfortsatz geht aus einer oder aus mehreren der oberen peripherischen Zellen (Fig. 182 *C*) durch Strecken und weiteres Theilen hervor.

In ihren jüngsten Stadien erscheinen diese Drüsenhaare farblos und ihre Zellen dicht mit Protoplasma gefüllt; später färben sie sich durch Chlorophyllkörner, die sich zahlreich in sämmtlichen Zellen bilden, grün. Hat der centrale Gewebkörper aber aufgehört, sich zu theilen, treten in seinen Zellen Tröpfchen ätherischen Oeles in grossen Mengen auf und es tritt eine Resorption der dünnen Zellwände ein, die vom Centrum des Drüsenhaares nach Aussen hin fortschreitet, in Folge dessen die Zellen ihren Inhalt vermischen, worauf zahlreiche kleine Oeltröpfchen zu einem grossen Tropfen zusammenfliessen. Von den Membranen der centralen Gewebsmasse bleiben schliesslich noch meist, besonders an der Wandung des Drüsenbehälters, Ueberreste, die äusserst zarte und häufig verbogene Contouren zeigen (Fig. 182 *F*).

Man könnte zu den äusseren, zusammengesetzten Drüsen auch die Köpfchenhaare, Zotten und Glandeln rechnen, da sie ebenfalls harzige oder gummöse Substanzen (Knospendecken) oder ätherische Oele (*Labiaten*) secerniren [2]), doch finden diese Gebilde wohl besser bei der Betrachtung der Trichombildungen (§. 42) ihren Platz. Ich ziehe es vor, diese Gebilde nicht Drüsen-

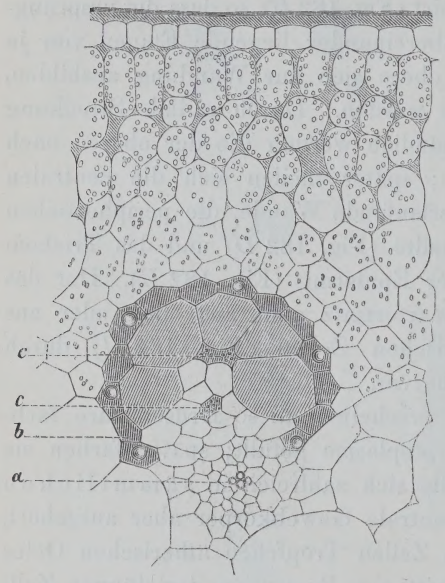
[1]) *l. c. pag.* 19 des Abdrucks.

[2]) Sie werden auch ganz allgemein Drüsenhaare genannt.

haare zu nennen [1]), welcher Name am correctesten nur den Trichomen von *Dictamnus* gewahrt bleiben sollte, die so nahe den factischen inneren Drüsen, wie sie z. B. *Hypericum balearicum* zeigt, verwandt sind.

Alle diese Drüsen lassen die Secretionsproducte nur bei Verletzungen frei; sie bewahren sie entweder in ihren Zellen oder in ringsum geschlossenen, durch Zerfallen von Gewebe gebildeten Hohlräumen, oder endlich sie scheiden sie in ebenfalls überall geschlossene intercellulare Räume ab. Von ihnen sind desshalb einige innere Drüsen zu trennen, deren Höhlen sich durch wahre Ausführungsgänge nach Aussen öffnen. So die Drüsen an den Phyllodien der Acazien, in den Zwischenwänden des Ovariums vieler *Liliaceen*, *Amaryllideen*, *Irideen*, *Musaceen* u. s. w. [2]).

Fig. 183.



Vergrösserung 183. Querschnitt durch das Blatt von *Aloë succotorina*. *a* Gefässbündel, *b* Zellen, welche das Aloëharz enthalten, *c* Intercellulargänge, ebenfalls mit Aloëharz gefüllt.

Auch zuckerhältige Säfte werden vielfach durch einfache oder zusammengesetzte äussere Drüsen abgeschieden: so am Grunde von Blumenblättern, Fruchtknoten u. s. w., ja auch an gewöhnlichen Laubblättern (*Viburnum Tinus*, *Clerodendron fragrans*). Desgleichen wird die reichliche Wasserausscheidung in den Schläuchen von *Nepenthes-*, *Sarracenia-*, *Cephalotus-*, *Dischidia-* und *Darlingtonia*-Arten durch Drüsen hervorgebracht, welche die Innenfläche dieser Schläuche bedecken.

Die Saftbehälter stellen in der Regel langgestreckte Zellgruppen dar, welche auf weite Strecken im Parenchyme der Organe verlaufen und mit dem Secretionsproducte gefüllt sind. Nicht selten werden diese Saftbehälter durch Resorption der Querwände ihrer Zellen zu Fusionsgebilden [3]) und können dann gestaltlich als Uebergang zu den Saftgängen gelten.

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." Berlin 1867. *pag.* 621.

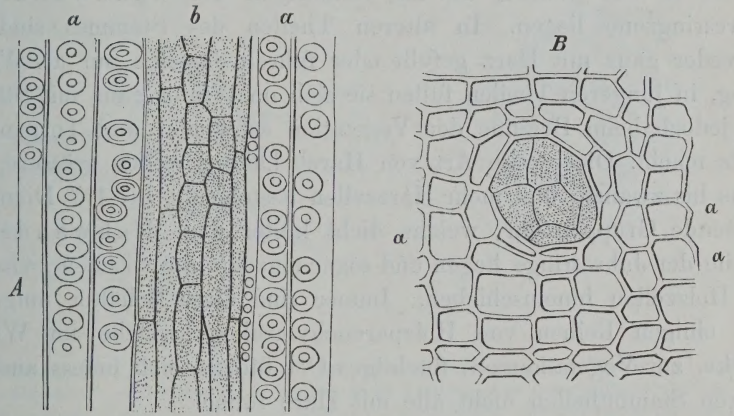
[2]) Unger, F. „Anatomie und Physiol. der Pflanzen." Wien 1855. *pag.* 213.

[3]) Im Grunde genommen gehörten die Milchsaft- und Schlauchgefässe auch hierher.

Saftbehälter mit geschlossen bleibenden Zellen sind z. B. diejenigen, welche das Aloëharz in den Blättern der *Aloë succotorina* aussondern (Fig. 183). Sie begleiten als ein Bündel prismatischer, bis 1^{mm} langer Zellen die Fibrovasalstränge, so zwar, dass sie im Querschnitte einen halbkreisförmigen Bogen um dieselben bilden (Fig. 183 *b*), und enthalten den harzigen Bitterstoff mit Oeltröpfchen vermischt in einer gelbbraunen Auflösung. Ausserdem findet sich das Aloëharz als dunkelrothe Flüssigkeit in den Intercellulargängen vor (Fig. 183 *c*).

Abweichend gebaut sind die Chrysophanbehälter in der Wurzel von *Rheum*-Arten [1]). Sie zeigen sich dem freien Auge bereits als dunkelrothe Bänder oder Tupfen; es sind da ausschliesslich die

Fig. 184.



Vergrösserung 200. *A* Längsschnitt, *B* Querschnitt durch das Holz von *Pinus Cembra*, die harzerfüllten Zellen (*b*) zeigend, *a* Holzgewebe.

Markstrahlen, welche das Secretionsproduct enthalten, das sich niemals in die intercellularen Räume ergiesst. Es stellt ein Gemenge von Chrysophansäure und den Rhabarberharzen dar (*Aporetin*, *Phaeoretin*

[1]) Die echte officinelle *Radix Rhei* ist nach Schmitz der Wurzelstock von *Rheum officinale* Baillon, nach Regel („Gartenflora", 1874, *pag.* 305) wohl auch von *Rheum palmatum var. tanguticum*. Die bekannte Maserung desselben wird durch im Marke verlaufende Anastomosenstränge zwischen den einzelnen Blattspuren hervorgebracht. Da nun die grösseren, planconvexen Stücke des Handels fast ausschliesslich Markkörper der Pflanze sind, welche man der Länge nach halbirte, so müssen bei ihnen zahlreiche Masern innen und aussen hervortreten. Die kleineren, cylindrischen Stücke sind dünneren Seitensprossen entnommen und stellen das ganze Mark mitsammt dem Holzcylinder dar.

und *Erythroretin*) und erscheint als dunkelgelbe, mit Oeltröpfchen gemischte Substanz in den Zellen [1]).

Ausserordentliche Verbreitung zeigen die Harzbehälter der *Coniferen* (Fig. 184). Es sind das kleinere oder grössere im Holze liegende und dem Stamme parallel laufende Gruppen polyedrischer oder prismatischer Zellen, welche von flüssigem Harze völlig erfüllt sind. Bei manchen *Coniferen* (*Pinus Abies*) fungiren die grösseren Markstrahlen als Harzbehälter, indem alle Zellen derselben damit sich füllen; es verlaufen dann diese Behälter horizontal durch das Holz und gleichen da den Chrysophanbehältern der *Rheum*-Wurzeln. Nach Dippel[2]) hat *Abies pectinata* ausser Harzgängen, wie sie fast bei allen *Coniferen* vorkommen, zweierlei Harzbehälter, nämlich einzelne mit Harz erfüllte Zellen, oder aus zwei bis vier Zellen (im Querschnitte) bestehende Gruppen derselben Art, die sowohl in der Wurzel als im Stamme in der dünnwandigen Jahresringzone liegen. In älteren Theilen des Stammes sind sie entweder ganz mit Harz gefüllt oder führen dasselbe nur als Wandbeleg, in jüngeren Theilen füllen sie sich im Winter ganz mit Stärke, die jedoch beim Beginne der Vegetation schwindet und Terpentinöl Platz macht. Die zweite Art von Harzbehältern stellen grössere, aus sechs bis zwanzig und mehr Harzzellen bestehende, bis 1^{mm} Diameter messende Gruppen dar, welche dicht hinter dem dickwandigen Theile der Jahresringe liegen und sogar einzelne ihrer Zellen zwischen die Holzzellen hineinschieben. Immer sind diese Behälter umgeben von einigen Reihen von Holzparenchymzellen, welche im Winter Stärke, zur Vegetationszeit flüchtiges Oel führen, sich indess auch in älteren Stammtheilen nicht alle mit Harz füllen.

Den Uebergang zu den eigentlichen Saftgängen (safterfüllte Intercellularräume) bilden die senkrechten, unter der Epidermis befindlichen Gummibehälter der *Marattiaceen*. Nach Frank[3])

---

[1]) Die Chrysophansäure ($C_{20} H_8 O_6$) ist, wie die Orseillesäure (S. 132) eigentlich ein Flechtenstoff, der sich mit Aetzkalien purpurroth färbt. Nach Borščow („Botan. Zeitung", 1874, *pag.* 20 ff.) scheint sie in den Wurzeln von *Rheum*- und einigen *Rumex*-Arten in freiem Zustande vorzukommen. Bei *Rumex obtusifolius* findet sie sich bei jungen Wurzeln in sämmtlichen Zellen des an den Kork angrenzenden Parenchyms der Aussenrinde, ferner in den dünnwandigen Elementen des Bastes und Holzes; bei älteren ist sie aus der Rinde gewandert, und reichlich nur mehr in den dünnwandigen Elementen von Holz und Bast und in den dünnwandigen Xylemstrahlen vorhanden. Bei Flechten (*Physica parietina*) findet sie sich ausser im Markkörper und dem Pseudoparenchym der Thallus-Unterseite in allen Geweben.

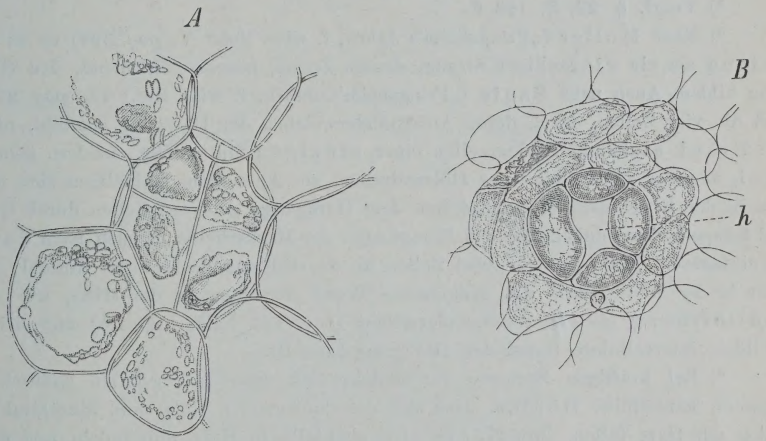
[2]) „Botan. Zeitung." 1863. *pag.* 253 ff.

[3]) „Beiträge zur Pflanzen-Physiologie." Leipzig 1868. *pag.* 114 ff.

entstehen sie bei *Angiopteris evecta* [1]) aus in Reihen angeordneten, durch ihr rascheres Wachsthum ausgezeichneten, und sich bald mit Gummi füllenden Zellen, deren Quer- und Seitenwände später durch Verflüssigung (Desorganisation), Umwandlung in Gummi, verschwinden. Der fertige Gummibehälter ist also hier von keinerlei Membran umschlossen [2]).

Die Saftgänge sind ausnahmslos Intercellularräume [3]), die sich durch das Auseinandertreten von Zellen an bestimmten Stellen, oder durch das Auftreten des Secretes zwischen ihnen bilden und mit demselben immer mehr füllen. Am verbreitetsten

Fig. 185.



Vergrösserung 300. *A.* Querschnitt durch das Innengewebe eines jungen Wedels von *Angiopteris evecta*. Einleitung der Bildung des Harzganges durch Theilung einer Gewebzelle in vier. *B.* Querschnitt durch das Cambium und jüngste Holz von *Pinus sylvestris*. Die Mutterzelle des Harzganges (*h*) ist in vier zerfallen, welche auseinanderweichend den harzerfüllten Canal bilden. (Nach Frank.)

sind die Harz- (Terpentin-) Gänge (Stämme und Blätter der *Coniferen* [Fig. 186], *Terebinthaceen* etc.), die Gummigänge (*Marattiaceen*,

[1]) Die im Innern der Pflanze befindlichen verzweigten und anastomosirenden Gummigänge entstehen, wie derlei Gebilde überhaupt (siehe S. 292 ff.) durch Auseinanderweichen bestimmter Zellgruppen und dadurch erfolgende Bildung eines Intercellularraumes, der sich mit dem Secrete füllt und den Saftgang darstellt. In gleicher Weise scheinen sich, nach Frank, auch die Gummigänge der *Cycadeen* zu bilden. (Vrgl. Kraus, G. in „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik". V. *pag.* 161 ff.)

[2]) Karsten, H. („Die Vegetations-Organe der Palmen", Berlin 1847, *pag.* 133) hat zuerst eine genaue Darlegung dieser Verhältnisse gegeben.

[3]) Wigand's Anschauung („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.", III, *pag.* 115 ff.), dass die Harzgänge durch Verflüssigung und Umwandlung von Zellhäuten in Harz entstehen, hat sich, wie die übereinstimmenden Untersuchungen von Frank, Müller, Thomas u. A. zeigten, nicht bestätigt.

Cycadeen, Urticeen [Fig. 187], *Amygdaleen, Acacien* etc.) und die Oelgänge (*Compositen, Umbelliferen* [Fig. 188] etc.). Ihre Entwicklung erfolgt nach dem gleichen Typus.

Nach Frank[1]) entstehen die Harzgänge[2]) im Holze von *Pinus sylvestris* aus einer einfachen Reihe übereinander stehender (*Cambium*-) Zellen, deren jede sich in vier Tochterzellen theilt (wie in Fig. 185 *A*)[3]). Durch Abrunden rücken sie bald in der Mitte auseinander, zwischen sich einen Intercellularraum bildend (Fig. 185 *B*), der sich mit Harz füllt, während sie selbst die plasmaerfüllten Wandzellen des Harzganges darstellen[4]). Die unter der Epidermis der

---

[1]) *l. c. pag.* 118 ff.

[2]) Vergl. §. 22, S. 188 ff.

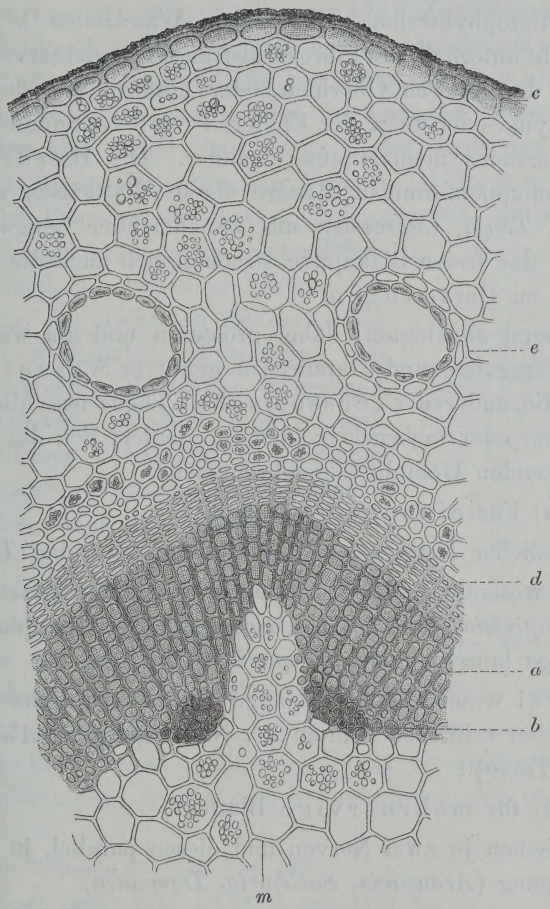
[3]) Nach Müller („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." V. *pag.* 399) ist es von Anfang an ein vierzelliger Strang, dessen Zellen, auseinandertretend, den Harzgang bilden. Auch nach Sanio („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." IX. *pag.* 97 ff.) sind die vier Zellen, durch deren Auseinanderweichen der Harzgang entsteht, nicht, wie Frank annimmt, Tochterzellen einer einzigen Mutterzelle, sondern gehören zwei, häufiger drei oder vier Holzzellreihen an. Ausserdem betheiligen sich nach ihm in der Regel noch einzelne neben dem Harzgange gelegene Zellen durch Quer- und Längstheilung dabei. Bei den Harzgängen der Markscheide nehmen nach Sanio im einfachsten Falle gar nur zwei Zellen an der Bildung des Ganges Antheil, und zwar in der Weise, dass die gemeinsame Wand derselben in der Mitte, wie eine Spaltöffnung (§. 45), auseinanderweicht (*l. c.* Taf. XIII, Fig. 1 *h*) und der so gebildete intercellulare Raum den Harzgang darstellt.

[4]) Bei kräftigen Sprossen verwandeln sich diese Harzgänge dadurch in grössere, harzerfüllte Höhlen, dass sich die umliegenden Holz- und Markstrahlenzellen mit Harz füllen, ihre Häute sich ebenfalls in Harz umwandeln und dann grössere Höhlen darstellen (Kiefer). Auch die grossen, harzerfüllten Höhlen im Baste von *Thuja occidentalis* bilden sich dadurch, dass eine Anzahl von Zellen sich zunächst mit Harz füllen (besonders Bast- und Markstrahlenzellen) und endlich ihre Membranen gleichfalls verschwinden.

Nach Dippel („Bot. Zeit." 1863, *pag.* 253 ff.) sollen die Harzgänge in der Wurzel, dem Stamme und den Aesten von *Abies pectinata*, welche in senkrechter Richtung zusammenhängende, auch seitlich hie und da miteinander in Verbindung stehende Gruppen von längerer Erstreckung bilden, welche meist zu 2—6 in der Nähe der verdickten Zellen des vorhergehenden Jahresringes stehen und mit den Markstrahlen durch die sie umgebenden im Winter Stärke führenden Holzparenchymzellen zusammenhängen, aus Gruppen derbwandiger, poröser, gestreckter Parenchymzellen entstehen. Die peripherischen Zellen dieser Gruppen sind nach ihm oft um das Doppelte länger als die centralen, und in ihrer Mitte liegt in der Regel eine sehr weitlumige Zelle; alle aber führen im Winter Stärke, zur Vegetationszeit flüchtiges Oel. Im ersten Winter ist weder in ihnen, noch in den Holzzellen eine Spur von Harz oder Balsam vorhanden. In zwei- und dreijährigen Trieben aber führen die mittleren Zellen statt Stärke bereits Harz in Form von Tröpfchen oder als Wandbeleg, hie und da auch mit wenig Amylum zusammen. In älteren Stammtheilen findet sich in der Mitte der Gruppe eine mehr oder minder weite, harzerfüllte Höhlung, welche von kürzerem, harzerfülltem Holzparenchym, weiter nach Aussen

Nadeln befindlichen Harzgänge sind im fertigen Zustande von einem doppelten Kreise besonderer Zellen (Wandzellen) umgeben und gehen gleichfalls aus einer Mutterzelle hervor, die zuerst in vier zerfällt, welche sich weiter theilen und, auseinanderweichend, die Wandzellen des Canales bilden, deren äussere sich später stark ver-

Fig. 186.



Querschnitt eines einjährigen Astes von *Pinus Strobus*. m = Mark, b, a, d = Gefässbündelzone, e = Harzgänge, c = Rinde.

von längerem, im Winter Stärke, nachher flüchtiges Oel führendem Parenchyme umgeben ist, das mit den Markstrahlen in directer Verbindung steht. Die Höhlung wird entweder gebildet durch die erwähnten mittleren Zellreihen, deren Querwände nach und nach resorbirt wurden, während die Seitenwände erhalten bleiben, oder sie ist dadurch entstanden, dass die ganze mittlere Zellpartie verflüssigt wurde. Bemerkt mag werden, dass, besonders bei *Larix europaea*, die Tracheïden des alten Holzes oft mehr oder weniger von Harz infiltrirt werden und verkienen (Kienholz).

dicken. In gleicher Weise erfolgt auch die Bildung der Harzgänge im Rindengewebe (Fig. 186). Weil nun die Rinde durch Borkenbildung fortwährend von Aussen nach Innen einreisst, öffnet sie immer neue Harzgänge und bringt deren Inhalt zum Ausflusse.

In den Nadeln der *Coniferen* unterscheidet Thomas[1]) langgestreckte Harzgänge und kugelige Harzdrüsen. Beides sind indess harzerfüllte Intercellularräume, ausgekleidet von zartwandigen, chlorophyllfreien, cylindrischen Wandzellen[2]). Sie stehen entweder dicht unterhalb des Fibrovasalstranges (Nadelnerves), zwischen diesem und der unteren Oberhaut, oder entfernt von demselben im Blattparenchyme oder unter der Epidermis, und communiciren, in der Jugend wenigstens, niemals untereinander. Die Harzdrüsen sind vorzüglich schuppenförmigen Blättern eigen (Blattkissen von *Callitris quadrivalvis*, *Thuja*, *Cupressus*); mit zunehmender Länge des Blattkissens oder der freien Blattspitze strecken sich auch die Harzdrüsen und werden zu Harzgängen.

Die zuerst angelegten, dabei grösseren und am weitesten verlaufenden Harzgänge und Harzdrüsen nennt er wesentliche oder primäre, die anderen accessorische. Theilt man die *Coniferen*-Blätter in ein- oder mehrnervige ein, so gliedert sich die Vertheilung der harzführenden Gebilde folgendermassen:

a) Für einnervige Nadeln:

1. gänzlicher Mangel aller Harzgänge (nur bei *Taxus*);

2. ein wesentlicher Harzbehälter zwischen Mittelnerv und unterer Oberhaut (*Cupressineen*, *Sequoien*, *Podocarpeen*, *Taxineen* [ausgenommen *Taxus*], *Tsuga* [ausgenommen *Tsuga Douglasii*]);

3. Zwei wesentliche Harzgänge rechts und links vom Mittelnerv, nahe den seitlichen Kanten der Nadel gelegen (*Abietineen* [ausgenommen *Tsuga*]);

b) für mehrnervige Blätter:

1. zwischen je zwei Nerven und diesen parallel, je Ein wesentlicher Harzgang (*Araucaria*, *Salisburia*, *Dammara*).

Die Gummigänge im Innengewebe von *Angiopteris evecta* (wohl ebenso die der *Urticeen* (Fig. 187), *Cacteen*, *Amygdaleen*, *Acacien* und *Lycopodien*, welche im fertigen Zustande grosse, verzweigte und anastomosirende Gänge bilden, entstehen aus Zellen, die zunächst durch zweimalige Zweitheilung in vier zerfallen (Fig. 185 *A*), aus-

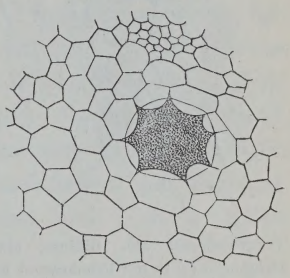
[1]) „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." IV. *pag.* 48 ff.

[2]) Die Harzgänge der Nadeln von *Pinus sylvestris*, *Pinus Strobus* und *Pinus Laricio* sind mit Bastzellen umstellt.

einanderweichend einen sich mit Gummi füllenden Intercellularraum bilden, während sie die Wandzellen des Ganges darstellen und reichlich Protoplasma, hie und da Stärke führen. Sie theilen sich weiter, bis ihrer acht bis zehn geworden, und der Canal vergrössert sich durch Fortwachsen der umliegenden Gewebe. Später collabiren diese Wandzellen und in älteren Wedeln sind nur mehr Reste von ihnen da.

Wie Dippel[1]) ganz richtig bemerkt, hat man jedenfalls eine Grenze zu ziehen zwischen einer normalen Entstehung von Gummigängen wie die eben beschriebene, und der abnormen — gleichsam krankhaften — Umwandlung von grösseren oder kleineren, ihrer Hauptmasse nach aus Parenchym bestehenden, Gewebspartien in Gummihöhlen etc. Nach Prillieux[2]), der diese Art von Gummibildung mit Recht als pathischen Process — Gummosis — auffasst, tritt bei Pflanzen, die davon befallen werden, mitten im Gewebe des jungen Cambiums in dessen Intercellularräumen Gummi auf. Um diese Lücken bildet sich ein, der gesunden Pflanze völlig mangelndes stärkehaltiges Parenchym und ersetzt die Holzfasern in der Umgebung der Gummigänge. Später ergiesst sich Gummi ins Innere der Gefässe und oft auch der Holzfasern, erscheint auch zwischen den Zellen[3]), dann im Innern der Zellwand selbst, deren Schichten sich in durch Gummi getrennte Lagen entblättern[4]). Der Contact mit dem so erzeugten Gummi äussert auf das umliegende Gewebe den Einfluss, dass es sich in ausserordentlicher Weise am Rande des Gummiganges vermehrt, auch wenn in ihm bereits die gummöse Degeneration beginnt. Die dem Herde der Gummibildung nahen Zellen verlieren ihre Stärke und desorganisiren sich in Gummi[5]).

Fig. 187.



Vergrösserung 180. Querschnitt durch den Blattstiel von *Urtica macrophylla*, einen Gummigang zeigend.

---

[1]) „Das Mikroskop." 1872. *pag.* 150.

[2]) „*Compt. rend.*" 1874. LXXVIII. *pag.* 1190 ff.

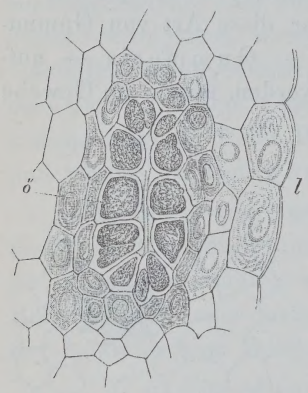
[3]) Gummöse Degeneration der Intercellular-Substanz (Prillieux).

[4]) Gummöse Degeneration der Zellwand (Prillieux).

[5]) Als Mittel gegen die Gummosis empfiehlt er Scarification der Rinde; total erkrankte Bäume wurden durch, der Länge nach an den Aesten angebrachte Einschnitte, zur Production neuer, kräftiger Triebe angeregt. Prillieux glaubt, dass durch die Einschnitte auf die Nahrungsstoffe ein stärkerer Zug ausgeübt werde, als durch die Gummibildungsherde, und auf diese Weise die Zellbildungsmateriale von der Degenerirungsstelle abgeleitet werden, und zu ihrer normalen Verwendung — der Neubildung von Geweben — wieder gelangen.

In ganz eigenthümlicher Weise bilden sich die Oelgänge in der Fruchtwand der *Umbelliferen* [1]) (vergl. §. 19, S. 178 ff.). Sie sind [2]) bereits in den ganz jungen Fruchtknoten vorgezeichnet durch rosettenförmige Gruppen rundlicher Zellen, welche etwas stärker lichtbrechendes Protoplasma wie ihre Nachbarn haben und wohl alle aus Einer Mutterzelle hervorgingen. Ihre Zahl kann sehr beträchtlich geworden sein, ohne dass sie noch zu einem Intercellularraume auseinandertreten. Sie sind in zwei, der Aussenfläche des Fruchtknotens parallel laufende, an den Enden verbundene Reihen angeordnet. Nach dem Verblühen tritt Oel zwischen beiden Zellreihen auf und treibt sie auseinander (Fig. 188) [3]). Der so angelegte Oelgang vergrössert sich, während die Wandzellen fortfahren, sich zu theilen, immer mehr, endlich vertrocknen dieselben zu einer dünnen, braunen, den Oelgang umgebenden Schicht. In den Früchten von *Hedera Helix* finden sich Saftgänge, welche ein Gemenge von schleimigem Gummi und einem ätherischen Oele enthalten. Sie entstehen ebenfalls als Intercellulargänge; desgleichen die bei *Compositen* häufig auftretenden, mit ätherischen, oft gefärbten Oelen erfüllten Gänge [4]).

Fig. 188.



Vergrösserung 300. Bildung eines Oelganges (*ö*) in der Fruchtwand von *Carum Carvi*. *l* ist die Oberhaut des Fruchtknotens. (Nach Frank.)

Den erwähnten analoge Saftgänge finden sich nach Tieghem [5]) bei den *Clusiaceen* [6]) und *Pittosporeen*. Auch die Gummiharzgänge, welche das *Gummi ammoniacum* [7]), *Gummi Galbanum* [8]), *Asa foetida* [9]) etc. liefern, gehören hierher, des-

[1]) Schon Meyen („Die Secretions-Organe der Pflanze," Berlin 1837, *pag.* 18 ff.) hat dieselben, wie die Harzgänge, eingehend behandelt und für intercellulare Räume erklärt. Erwähnung verdient, dass man die Oelgänge in vielen Fällen (*Heracleum, Chaerophyllum*) schon mit freiem Auge als braune Streifen (*vittae*) wahrnimmt.

[2]) Frank, A. *l. c. pag.* 127 ff.

[3]) Hier ist also nicht Abrunden der Zellen beim Wachsthume Ursache der Bildung des intercellularen, den späteren Oelgang darstellenden Raumes.

[4]) Hierher gehörten auch die S. 266 beschriebenen, unter der Epidermis der Blattstiele gelegenen Milchgänge von *Alisma Plantago*, desgleichen die von *Rhus*- und *Mamillaria*-Arten.

[5]) „*Ann. des sc. nat.*" 5. *Sér.* 1872. XVI.

[6]) Z. B. *Garcinia Morella*, die das Gummigutt des Handels liefert.

[7]) Von *Dorema ammoniacum*.

[8]) Von *Ferula erubescens*.

[9]) Von *Skrorodosma foetidum*.

gleichen die Balsamgänge, in denen der Weihrauch [1]), die Myrrhe [2]), das Bdellium [3]), der Mekka- [4]) und Perubalsam [5]) abgeschieden werden, sowie die Gänge, in denen sich Elemi [6]), Copale [7]), Mastix [8]), Sandarac [9]), Dammar [10]), Storax [11]), Terpentine [12]), Benzoë [13]) etc. sammeln.

Die Saftgänge gehören, wie wir gesehen haben, allen Gewebe-Systemen an; entweder ausschliesslich der primären Rinde (*Tagetes patula*) oder ausschliesslich dem Baste (Stamm von *Pittosporum Tobira*), oder beiden zugleich (*Umbelliferen*), oder der Rinde, dem Marke, dem Baste und dem Holzkörper (*Coniferen*) [14]).

§. 37. Lufträume.

Lebende Zellen und die von ihnen producirten Stoffe sind fast durchwegs specifisch schwerer als Wasser, und doch sinken lebende Pflanzentheile und Pflanzen nur in den seltensten Fällen darin unter, sondern schwimmen auf dessen Oberfläche, müssen also *in toto* specifisch leichter als Wasser sein. Diess ist nur möglich, wenn ausser den Zellen noch Räume in der Pflanze sich vorfinden, die mit specifisch leichteren, d. i. mit luftförmigen Stoffen erfüllt sind. In der That zeigt das Emporsteigen von zahlreichen Luftblasen beim Evacuiren unter der Luftpumpe, oder beim Zerdrücken von Pflanzentheilen unter Wasser, dass grosse Quantitäten von Luft in ihnen enthalten sein müssen.

Diese luftführenden Räume nehmen, wie eine genauere Zergliederung des Pflanzenkörpers zeigt, fast immer einen nicht unbeträchtlichen, öfters (Wasserpflanzen etc.) sogar den weitaus grössten Theil des Volums der Pflanzenorgane ein; ihre Bildung erfolgt entweder durch Auseinanderweichen von Zellen oder

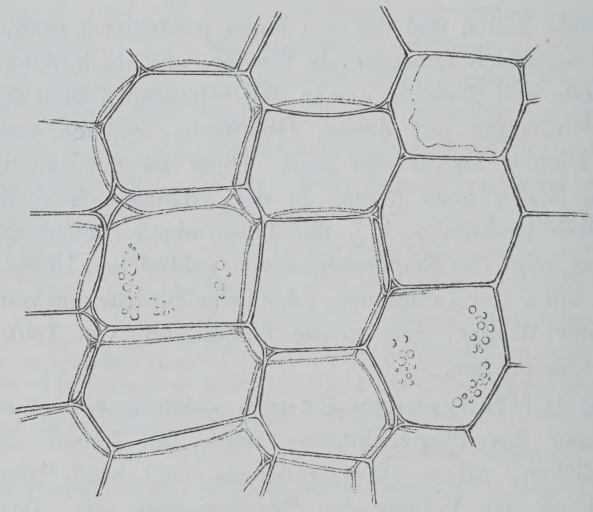
---

[1]) Von *Boswellia*-Arten.
[2]) Von *Balsamodendron Ehrenbergianum.*
[3]) Von *Balsamodendron africanum.*
[4]) Von *Balsamodendron gileadense.*
[5]) Von *Myroxylon sonsonatense.*
[6]) Von *Amyriden.*
[7]) Von *Dammara australis, Vateria indica, Hymenaea*-Arten etc.
[8]) Von *Pistacia Lentiscus.*
[9]) Von *Callitris quadrivalvis.*
[10]) Von *Dammara orientalis.*
[11]) Von *Liquidamber orientale.*
[12]) Von *Abietineen.*
[13]) Von *Benzoïn officinale.*
[14]) Wo sie im secundären Phloëm auftreten, können sie in concentrischen Schichten wiederholt mit den anderen Zellen des Weichbastes sich bilden (*Umbelliferen*).

durch Resorption oder Zerreissen einer oder mehrerer Elementar-Organe. In ersterem Falle will ich sie als luftführende Intercellularräume[1]), in letzterem als Lufthöhlen[2]) oder Luftgänge[3]) oder Luftcanäle[4]) bezeichnen, je nachdem sie nach allen Dimensionen des Raumes nahezu gleiche Ausdehnung besitzen oder aber vorwiegend in die Länge entwickelt sind.

Am verbreitetsten sind die luftführenden Intercellularräume. Sie fehlen, mit Ausnahme der durch ihre Härte besonders auffallenden Pflanzentheile, wo sie kaum nennenswerthe Dimensionen besitzen, wohl keiner höheren Pflanze.

Fig. 189.



Vergrösserung 315. Querschnitt durch das Mark von *Begonia obliqua*.

Ihre Bildung erfolgt dadurch, dass (S. 241) beim Abrunden der Gewebszellen im Verlaufe ihres Wachsthums, sich die ihnen gemeinsame Wandung stellenweise in die jeder Zelle angehörigen Hautlamellen spaltet (Fig. 189), und so kleinere oder grössere lufterfüllte Räume (Intercellularräume) bildet.

---

[1]) Unger, F. „Anatomie u. Physiol. d. Pflanzen.“ Wien 1855. *pag.* 196 ff.

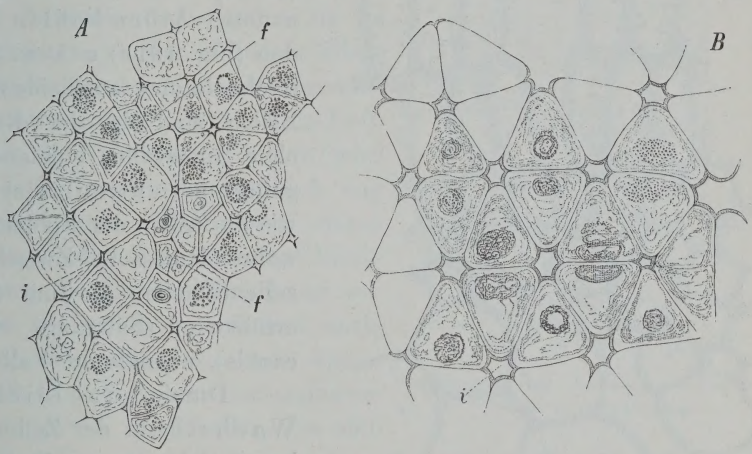
[2]) Leitgeb, H. „Sitzungsb. der kais. Akad. d. Wiss. in Wien.“ 1857, XVIII, *pag.* 334 ff.

[3]) Frank, A. B. „Beiträge zur Pflanzen-Physiologie.“ Leipzig 1868. *pag.* 130 ff. — Daselbst die ausführliche Literatur. Ich folge hier vorwiegend seinen Entwicklungsgeschichten.

[4]) Eine brauchbare Gruppirung ist bei den vielen Uebergängen und der noch mangelhaft studirten Entwicklungsgeschichte dermalen kaum möglich.

Frank[1]) hat die Entwicklung derselben bei *Nuphar advena* verfolgt. Das junge Blattgewebe der Pflanze (Fig. 190 *A*) zeigt noch keine Spur derselben, sondern besteht aus regelmässigen rhombischen Zellen, zwischen denen kleinere Zellen (*f*) die Gefässbündelanlagen markiren. Hie und da sind kleine Intercellulargänge (*i*) — die Anfänge der späteren grossen Lufträume — sichtbar. Jede dieser Zellen theilt sich nun durch eine, ihrer kurzen, dem Stamme parallelen, Diagonale in zwei, ungefähr gleichseitig dreieckige Zellen. Es sind diese Zellen jene, welche im ausgebildeten Blattstiele die Längsknoten der polygonalen Hohlräume einnehmen und die bekannten Idioblasten (Fig. 174, S. 274) entwickeln. Wo vier

Fig. 190.



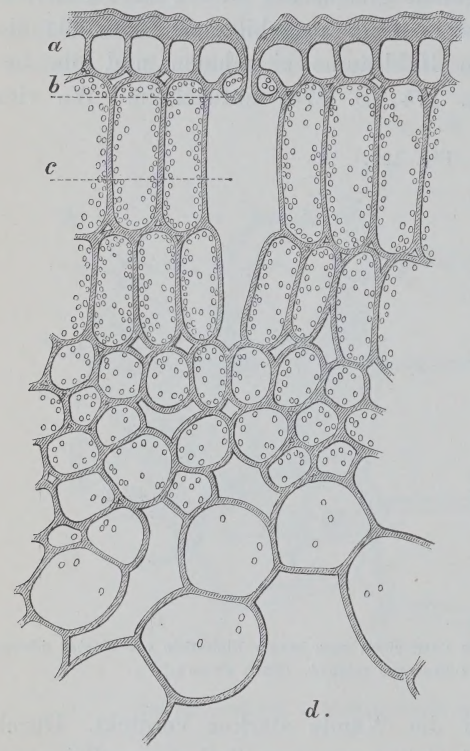
Vergrösserung 200. Querschnitte durch das Parenchym ganz junger Blattstiele von *Nuphar advena*, die erste Anlage des Luftganges zeigend. (Nach Frank.)

Zellen zusammenstossen, sind die Wände stärker verdickt. Durch Scheidewände, die den drei Seiten unserer Zellen parallel sind, bilden sich weiter sehr schmale rechteckige Tochterzellen, die sich wieder theilen, so dass dann die, natürlich noch immer dreieckigen ersten Mutterzellen durch je vier tafelförmige Zellen von einander getrennt sind (Fig. 190 *B*). Beim weiteren raschen Wachsthume werden die dreieckigen Mutterzellen hexagonal, die Scheidewandzellen quadratisch und der Luftraum sehr in die Weite vergrössert. Die ebenfalls aus einer einzigen Zellschicht bestehenden Querwände, welche von Strecke zu Strecke die Luftgänge unterbrechen, bilden sich dadurch, dass die dreieckigen Mutterzellen (Fig. 190 *B*) nicht nur an ihren aneinanderliegenden Seiten, sondern

[1]) *l. c. pag.* 150 ff.

auch an den, den Intercellularraum begrenzenden Kanten, Tochterzellen erzeugen. Diese letzteren werden weiter so stark vermehrt und vergrössert, dass sie in allen Wachsthumsstadien der Pflanzentheile ununterbrochene Querwände bilden, die nur durch kleine, die aufeinanderfolgenden Hohlräume in Communication setzende Intercellularräume unterbrochen sind [1]).

Fig. 191.



Querschnitt durch ein Stück der Blattspitze von *Allium fistulosum*. *a* Epidermis, *b* die beiden halbmondförmigen Zellen der Spaltöffnung, *c* die darunter befindliche Lufthöhle, welche mit den zahlreichen kleineren des darunter liegenden Merenchyms in Verbindung steht, *d* Luftlücke.

Häufig erweitern sich die luftführenden Intercellularräume an gewissen Stellen um ein Beträchtliches, so z. B. unter den Spaltöffnungen der Oberhaut (§. 43), wo sie die sogenannten Athemhöhlen bilden (Fig. 191 *c*) u. s. w. Die solche Räume auskleidenden Zellen sind in der Regel ohne Intervalle ineinandergefügt und cuticularisiren wie die Zellen der Epidermis, während diess bei Zwischenzellenräumen, die mit Saft erfüllt sind (Saftgänge, Saftcanäle), niemals der Fall ist.

Durch ungleiches Wachsthum der Zellen in benachbarten Gewebsschichten werden häufig auf rein mechanischem Wege Trennungen und Auseinanderreissungen von Geweben veranlasst, die zur Bildung grosser Lufthöhlen und Luftcanäle führen. Die Scheidung der in der Jugend aneinanderstossenden Zellen erfolgt da nicht so allmälig, dass sich ein Intercellulargang und aus diesem ein Luftcanal oder eine Lufthöhle zu entwickeln vermöchte, sondern rapid und ist fast immer mit mehr oder weniger grossen Verletzungen von Zellen verbunden. In allen Fällen zeigt das Gewebe, das

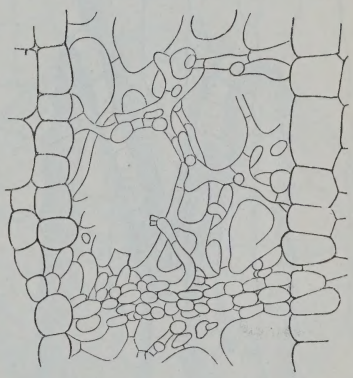
[1]) Wo Querwände fehlen, werden sie ersetzt durch Zellwucherungen, die von einer Zelle der Längswand ausgehen und nach und nach ein Schwammgewebe bilden. (Vergl. Fig. 192 von *Canna*.)

später den Hohlraum bildet, ein geringeres Wachsthum als das dasselbe einschliessende; der Hohlraum hat also keine glatten Wände.

So besitzen die später hohlen Stengel von *Phragmites communis* und *Cicuta virosa* [1]), sowie der Blüthenschaft von *Taraxacum officinale* [2]) in der Jugend [3]) einen Markkörper aus dünnwandigen, safterfüllten Parenchymzellen. Dieselben hören indess bald auf zu wachsen, vermehren sich auch nicht weiter und werden desshalb beim Weiterwachsen der Organe allmälig auseinandergerissen und getrennt, vertrocknen nach und nach, und an ihrer Stelle ist nunmehr ein Hohlraum vorhanden.

Die Stelle der späteren Luftcanäle in dem Rindengewebe der *Equiseten* (man nennt sie im Gegensatze zu der in jedem Fibrovasalstrange der *Equiseten* liegenden sogenannten wesentlichen Lufthöhle, die unwesentlichen) wird in der Jugend markirt durch eng umschriebene Zellgruppen, deren Zellen einen etwas grösseren Durchmesser als die der Umgebung zeigen. Sie weichen nach und nach, durch das rasch wachsende umliegende Gewebe gezerrt, an mehreren Orten etwas auseinander, bis sich endlich die, auf diese Art nach und nach gebildeten, weiten Intercellularräume, durch fortgesetztes Auseinanderrücken jener Zellen, zu einem grösseren, luftführenden Hohlraume vereinigen (Fig. 195 *A*) [4]).

Fig. 192.



Vergrösserung 200. Luftgang aus dem Blattstiele von *Canna glauca*.

Die Hohlräume in den Stengeln und Blättern der *Scirpus*-Arten, desgleichen des Stengels von *Canna*, der Blätter von *Allium* u. s. w. bilden sich ebenfalls durch Zerreissen

---

[1]) Und anderer *Umbelliferen* und *Compositen*. *Cicuta virosa* hat auch in der Wurzel Lufthöhlen.

[2]) Der ganze Blüthenschaft der Pflanze ist hohl (ohne jede Spur von Querwänden), auch dann, wenn — was sehr selten geschieht — in seiner Mitte ein Blatt sitzt, oder wenn ein Blüthenstiel zwei Blüthen trägt.

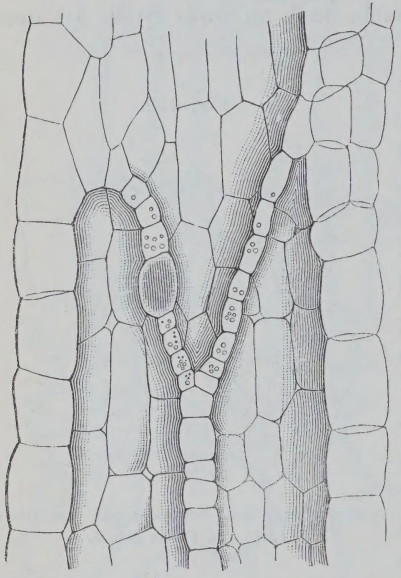
Einen ebenfalls seiner ganzen Länge nach hohlen Stengel haben auch: *Menyanthes trifoliata, Hyoseris minima, Orchis*-Arten etc. Durch Querwände an den Internodien unterbrochen erscheint er bei *Gramineen, Umbelliferen*, bei *Sonchus, Scorzonera* u. s. w.

[3]) Frank, A. *l. c. pag.* 143 ff.

[4]) Im Frühjahre besonders schön und leicht zu verfolgen.

von Geweben. In der Jugend findet man an Stelle derselben runde, später sternförmige Zellen (Fig. 192; vergl. auch Fig. 12, S. 9), die beim Weiterwachsen des Schaftes oder der Blätter sich sowohl unter sich, als vom umgebenden Gewebe losreissen und nach und nach vertrocknen, dagegen an den, die Luftcanäle hier und bei anderen Wasserpflanzen durchziehenden, aus einer Lage fest verbundener, tafelförmiger Zellen bestehenden Querwänden [1]) (Fig. 193) noch haften bleiben, und allmälig auch gestaltlich in sie übergehen (Fig. 192). Hie und da hängt noch eine Partie von Sternzellen an den Längswänden der fertigen Stengel- oder Blatthöhle, die daher eine rauhe Oberfläche zeigen. In derselben Weise bilden sich die Hohlräume im Stengel von *Heliochaeris palustris* und *Eriophorum latifolium*, sowie in den Blättern von *Iris Pseud-Acorus*.

Fig. 193.



Vergrösserung 200. Längsschnitt durch den Blattstiel von *Richardsia aethiopica*, die Luftgänge zeigend.

Bei *Typha* und *Sparganium* entsteht dagegen die Stengelhöhle nicht durch Auseinanderweichen oder Zerreissen von Zellen, sondern durch Resorption derselben. Es liegen da nämlich (in der Jugend) an den Rändern des den centralen Theil des Stengels einnehmenden Sterngewebes dünnwandige, mit Gummi und Raphiden erfüllte Zellen, deren Häute sich später ebenfalls in Gummi umwandeln, resorbirt werden und somit zur Hohlraumbildung beitragen.

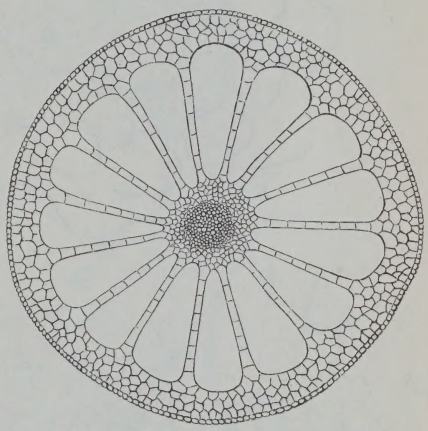
---

[1]) Die Diaphragmen in den Luftgängen von *Scirpus, Juncus* etc. sind nach Schwendener („Das mechanische Princip im anatomischen Baue der *Monocotyledonen*“, Leipzig 1874) eine mechanische Einrichtung, wie man sie auch an hohlen schmiedeisernen Trägern anbringt. Sie leisten Verspannungen durch seitlich wirkende Kräfte Widerstand und erhalten die Querschnittsform; ebenso verhält sich das Filzgewebe in den Luftgängen vieler *Cyperaceen* etc. (Fig. 192) wie ein Netzwerk gespannter Schnüre. In der Regel liegen diese Querwände horizontal und theilen den Luftcanal in kleine Fächer ab (Blattstiel von *Musa* etc.) oder sie sind weiter auseinandergerückt in den Knotenpunkten des Stengels (*Ceratophyllum, Myriophyllum, Potamogeten, Hippuris*), oder sie verlaufen schief (Blatt von *Acorus Calamus*, Axen von *Butomus umbellatus* und *Scheuchzeria palustris*). Bei *Stratiotes* bestehen sie aus mehreren Zellschichten.

Die mit glatten Wänden versehenen Luftcanäle (Fig. 194), wie sie die meisten Wasserpflanzen zeigen (*Alisma*, *Sagittaria*, *Butomus*, *Acorus*, *Potamogeton* etc.) [1]), kommen indess ebenfalls durch Trennungen im Zellgewebe zu Stande, indem sich die im jugendlichen Organe allseitig aneinanderliegenden Zellen später nur noch in derjenigen Richtung theilen, welche die einschichtigen Zelllagen, die im fertigen Organe die einzelnen Luftgänge trennen, einnehmen, in allen übrigen Richtungen aber auseinanderweichen (vergl. S. 297 und Fig. 190).

Ausserordentlich verbreitet ist das Vorkommen von Luftcanälen oder Lufthöhlen in den Fibrovasalsträngen, so bei *Equisetaceen* und bei vielen mono- und dicotylen Pflanzen. Diese Gefässbündelcanäle entstehen [2]) sämmtlich durch Resorption oder Zerreissen oder Auseinanderzerren früher ihre Stelle einnehmender Spiral- und Ringgefässe.

Fig. 194.



Querschnitt des Stengels von *Myriophyllum spicatum*.

Bei den *Equiseten* [3]) (Fig. 195) bilden sie sich aus einer im jugendlichen Zustande an dieser Stelle vorhandenen Gruppe ringförmig verdickter Elemente, die durch das Wachsthum der Umgebung auseinandergezogen und zerrissen werden, und endlich ganz verschwinden.

Bei den *Monocotyledonen* sollen sie sich (nach Frank) in dreifacher Weise bilden:

1. Durch Resorption eines im Centrum des Gefässbündels liegenden Ringgefässes (*Anacharis canadensis*), oder einer die Längsaxe des Fibrovasalstranges einnehmenden Reihe von Elementar-Organen, die noch nicht durch Resorption ihrer Querwände zu einem Gefässe wurden (*Najas marina*);

2. durch Zerreissen und Auseinanderzerren eines oder mehrerer der ältest gebildeten Gefässe, in Folge rascher Vermehrung der dasselbe umgebenden Zellen (*Hydrocharis morsus ranae*, *Potamogeton*

[1]) Besonders schön im Stengel von *Cyperus Papyrus*.

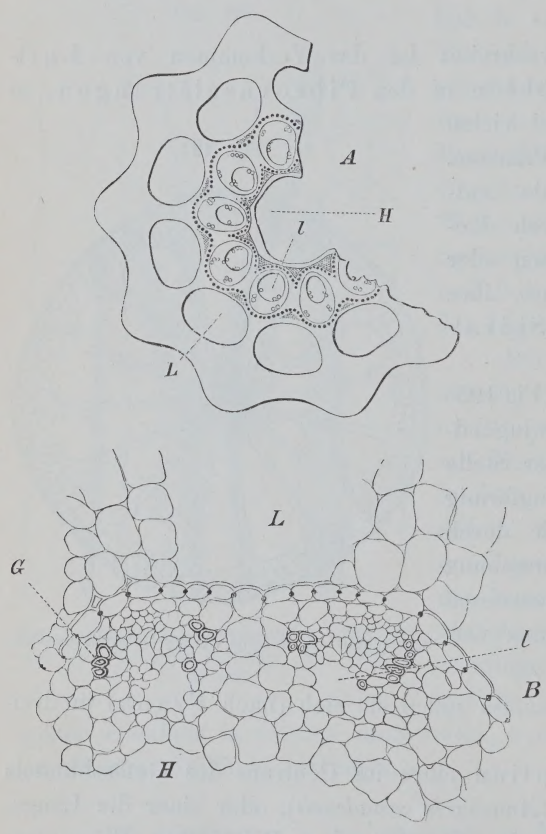
[2]) Frank, A. *l. c. pag.* 130 ff.

[3]) Man nennt sie die wesentlichen Lufthöhlen (vergl. S. 299).

natans, *Alisma Plantago*, *Sagittaria sagittaefolia*, *Cyperaceen* etc.), wodurch ein luftführender Canal gebildet wird [1]);

3. durch Umwandlung eines Gefässes in einen Intercellulargang. Dieser Fall ist nur bei *Sparganium ramosum* bekannt. Da liegt in den Gefässbündeln ein weites, treppenförmig verdicktes Gefäss. Dasselbe wird durch das Wachsthum des umliegenden Gewebes nach und nach so sehr erweitert und ausgedehnt, dass die dünne Gefässwand nur bisweilen und stellenweise in ihrer Zeichnung sichtbar wird, oft aber keine Spur mehr von ihr vorhanden ist.

Fig. 195.



Querschnitte durch den Stamm von *Equisetum palustre*. *A*. Vergrösserung 26. *H* die centrale Stammhöhle, *l* die wesentlichen Lufthöhlen (der Fibrovasalstränge); *L* die unwesentlichen im Rindengewebe. — *G* Gefässe. — *B*. Vergrösserung 160. Bezeichnung wie bei *A*. (Nach Pfitzer.)

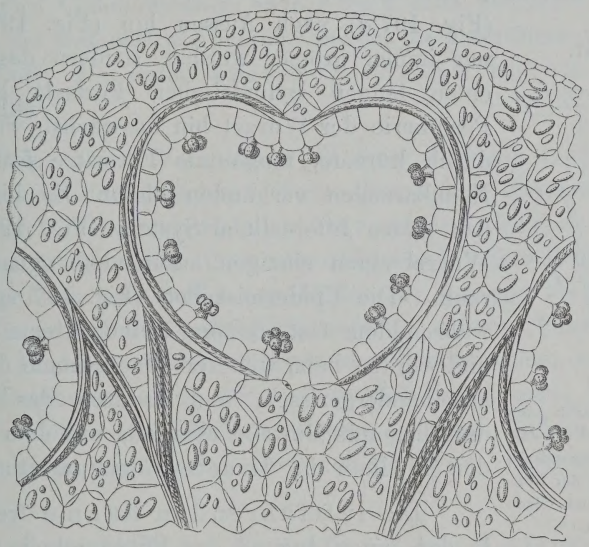
Bei den *Dicotylen* wurden die Gefässbündelcanäle von Treçul im Blattstiele von *Nuphar luteum* und *Victoria regia* aufgefunden; Caspary gibt sie für alle *Nymphaea-*, *Nuphar-* und *Euryale*-Arten, für *Ceratophyllum*, *Aldrovanda* etc. an. So weit die spärlichen Beobachtungen reichen, entstehen sie da sämmtlich durch Resorption von Spiroiden und Ringgefässen.

Die Lufträume sind entweder ohne Regel im Pflanzengewebe zerstreut (Stiel von *Caltha palustris*, *Veronica*-Arten etc.) oder aber, sie sind ausserordentlich regelmässig und für bestimmte Pflanzen

[1]) Bei *Tradescantia Lyonii* und *Anthericum Liliago* betheiligen sich auch die Zellen des Markes an der Bildung des späteren Luftcanales.

ganz charakteristisch angeordnet[1]). So stehen sie bei *Equiseten* stets zwischen je zwei Fibrovasalsträngen, bei *Lycopodien* umgeben sie in wechselnder Zahl die centrale Gefässbündelzone, im Stengel von *Ceratophyllum submersum* stehen sie als schmale in einen Kreis gestellte Röhren; als grosse, fast vom Centrum des Stengels oder der Wurzel bis nahe an die Epidermis reichende Luftcanäle finden wir sie bei *Hydrocharis morsus ranae* (meist 7 an Zahl), *Alisma natans* (meist 10), *Alisma ranunculoides* (meist 13), *Alisma Plantago* (meist 17), *Butomus umbellatus* (bei 31) u. s. w.; als grosse,

Fig. 196.



Vergrösserung 170. Querschnitt durch eine Schuppe von *Lathraea squamaria* mit grossen Lufträumen, in welche Glandeln hineinragen.

gleichfalls nur in Einem Kreise angeordnete, jedoch mehr im Pflanzeninnern, entfernt von der Oberhaut verlaufende Luftcanäle bei *Vallisneria spiralis* (meist 7), *Anacharis Chilensis* (meist 9), *Hydrilla ovalifolia* (meist 9), *Stratiotes aloides* (meist 14) etc.; oder aber in zwei bis drei und mehr concentrischen Kreisen gruppirt; bei *Hydrilla najadaefolia*, *Anacharis Canadensis*, *Clandestina rectiflora*, *Rhinanthus glabra* und *Pedicularis palustris* in zwei; bei *Scheuchzeria palustris* in zwei bis

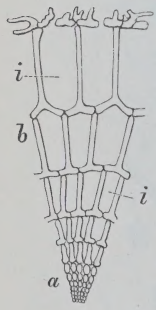
[1]) Es ist noch wenig bekannt über Details in ihrer Anordnung, die gewiss viel des Interessanten bieten werden.

drei; bei *Udora Guyanensis* in drei[1]); bei *Simmobium Spongia, Potamogeton, Hippuris* in drei bis vier und mehr Kreisen u. s. w.

Ganz eigenthümliche Lufthöhlen finden sich in dem Innengewebe der Schuppenblätter von *Lathraea squamaria* (Fig. 196) und *Clandestina rectiflora*. Dieselben stellen grosse, meist herzförmige (im Durchschnitte) Hohlräume dar, welche von einer einfachen Reihe kleiner Wandzellen umgeben sind, deren einzelne zu kurzen Glandeln auswachsen, welche in den Luftraum hineinragen.

Noch abnormer entwickelt erscheinen die Lufträume im Wurzelgewebe von wasserbewohnenden *Jussiaea*-Arten[2]). Sie bilden dort ein Netz von luftführenden Maschen, das dadurch zu Stande kommt[3]), dass die im Centrum der Wurzeln runden Zellen (Fig. 197 *a*) nach Aussen hin (Fig. 197 *b*) nicht nur immer grösser werden, sondern dass jede in einen langen cylindrischen Fortsatz gegen die Peripherie der Wurzel hin auswächst, während sie durch kürzere, tangentale Fortsätze fest mit den Nachbarzellen verbunden bleibt. So bildet dann das ganze Intercellular-System (Fig. 197 *i*) einer Wurzel einen einzigen zusammenhängenden Hohlraum. Die Epidermiszellen (Fig. 197 *ep*) werden währenddem fast zerstört, treiben kleine Schläuche und werden beim weiteren Wachsthume der Wurzel auseinandergerissen, und dadurch das entblösste unterliegende Gewebe ebenfalls mit dem umgebenden Medium in directe Communication gesetzt.

Fig. 197.



Querschnitt durch eine Schwimmwurzel von *Jussiaea*. Halbschematisch; die Entstehung der Lufträume darstellend. (Nach Frank.)

Die luftführenden Räume treten schon in der ersten Jugend der Pflanzentheile auf, doch vergrössern sich ihre Anzahl und ihre Dimensionen in der Regel mit dem Alter; dort, wo sie fehlen (Holz), sind sie ersetzt durch die — häufig mit einander in Verbindung tretenden — Holzzellen und Gefässe, deren Inhalt gleichfalls Luft ist.

In der Regel stehen alle luftführenden Räume einer Pflanze mehr oder weniger mit einander in Communication und münden durch die Spaltöffnungen nach Aussen (Fig. 191). Diess lässt sich sofort nachweisen, wenn man (nach Unger) einen beblätterten Stengel mit Klebwachs luftdicht in den

[1]) Der *Udora Cordofana* fehlen sie ganz.

[2]) Martins, Ch. „*Mém. sur les rac. aërifères* etc." Montpellier 1866. *pag.* 13 ff.

[3]) Frank, A. *l. c. pag.* 153.

kürzeren Schenkel einer U-förmigen Glasröhre kittet und in den anderen Quecksilber giesst. Bringt man nun das Ganze unter Wasser, so sieht man, wie unter dem Drucke, den das Quecksilber auf die Luft im Glasrohre ausübt, Luft in Blasen aus der Versuchspflanze steigt. Auch ein anderes Experiment erweist dasselbe. Bläst man nämlich, nachdem die betreffenden Organe unter Wasser gebracht wurden, in den Blattstiel oder die Blattfläche hinein, so entweichen (nach Sachs, „Experimental-Physiologie", *pag.* 252) im ersten Falle aus der Blattfläche, im zweiten aus dem Blattstiele zahlreiche Luftbläschen. Durch diese Wegsamkeit kann niemals eine grosse Verschiedenheit im Luftdrucke der Atmosphäre und des Pflanzeninnern entstehen; nur bei spaltöffnungslosen Gewächsen (viele Wasserpflanzen) findet keine Communication nach Aussen statt. Bei ihnen sind aber auch, wie die einfachsten Versuche zeigen, die Lufträume des Inneren oft mit Luft, die unter ausserordentlich hohem Drucke steht, gefüllt.

In Folge dieser Verhältnisse ist denn auch die Luft in den Lufträumen der Gewächse, ihrer chemischen Zusammensetzung nach, nicht wesentlich von der atmosphärischen verschieden[1]). Nur der Sauerstoffgehalt derselben ist sehr veränderlich und variirt von 16 bis 20, ja sogar bis 33 %. Die Ausscheidung von Sauerstoff bei insolirten, grünen Pflanzenorganen, sowie von Kohlensäure während der Nachtstunden, muss natürlich die Zusammensetzung der Luft in den Lufträumen, wo sich ja auch diese Gase zum Theile sammeln, erheblich ändern; sie wird grösseren oder geringeren Schwankungen unterworfen sein müssen.

Selbstverständlich ist die Luft in den Lufträumen der Pflanzen ein Secret der Zellen, und kann nur durch Entbindung aus der in den Membranen und im Zelllumen der umgebenden Elementar-Organe enthaltenen Flüssigkeit in dieselben gelangt sein.

In den Blättern, wo sozusagen bei allen Pflanzen (ausser den nur aus Einer Zellfläche bestehenden Moosblättern) grössere oder kleinere Lufträume vorkommen, nehmen sie meist etwa ein Viertel ihres Gesammtvolums ein; bei manchen Pflanzen aber occupiren sie den grössten Theil des vom Blatte erfüllten Raumes,

[1]) Knop, W. „Chem. Centralblatt." 1851. Nr. 46. — 1853. Nr. 30.

Unger, F. „Sitzungsb. d. k. Akad. d. Wiss. in Wien." XXV. *pag.* 441 ff. — XII. *pag.* 367.

Sachs, J. „Experimental-Physiologie der Pflanzen." 1865. *pag.* 243 ff.

so dass beispielsweise bei *Pistia* die Blattsubstanz nur ein Drittel des Gesammtvolums beträgt. Von der Beschaffenheit der Blätter (fleischig, lederartig, hautig u. s. w.) ist übrigens die Grösse der Lufträume ganz und gar unabhängig.

Oft schwellen Pflanzentheile, die im Innern einen Luftraum besitzen, blasenartig an (*Fucus*-Arten, *Utricularia*, *Nepenthes*-Schläuche, so lange sie geschlossen etc.) und dienen dann als Schwimmapparate u. dgl. Der Umstand, dass bei Verletzung dieser Blasen ein starker Strom von Luftblasen (unter Wasser natürlich) entquillt, beweist, dass die Luft in ihnen unter beträchtlich hohem Drucke gestanden haben muss.

III. HAUPTABSCHNITT.

DIE LEHRE VON DEN GEWEBE-SYSTEMEN DER PFLANZE.

III. Hauptabschnitt.

Die Lehre

von den

Gewebe-Systemen der Pflanze.

VIII. Capitel.

Allgemeines.

§. 38. Eintheilung und Bildung der Gewebe-Systeme. Wie die einzelnen Elementar-Organe des Pflanzenkörpers durch mehr oder minder innige Verbindung mit einander zu Geweben zusammentreten (S. 235 ff.), so vereinigen sich — wenigstens bei höher organisirten Gewächsen und bei Organen, welche über das erste Stadium der Entwicklung hinaus sind — die einzelnen Gewebe zu bestimmten, durch die Bedürfnisse der Pflanze hervorgerufenen Zwecken, zu Complexen noch höherer Ordnung, die man Gewebe-Systeme nennt.

Der erste und durchgreifendste Unterschied in jedem aus zahlreichen Zellen bestehenden Pflanzenkörper wird schon durch seine Begrenzung nach Aussen hervorgerufen. Es ist begreiflich, dass die mit der Oberfläche der Gewächse in Berührung tretenden Medien (Luft, Wasser etc.) einen gewissen Einfluss auf dieselbe nehmen, und thatsächlich, dass sich dieser Einfluss sogar auf die Form und die Verbindung der Zellen erstreckt. Desshalb werden auch die äussersten oder die äusseren Zellschichten der Pflanze anders als die von ihnen bedeckte Zellmasse erscheinen, und so tritt die erste, bereits von den Lebermoosen an sichtbare Gliederung des Pflanzenkörpers in ein äusseres Gewebe-System — Hautgewebe[1]) — und in ein inneres — Grundgewebe[2]) — auf (Fig. 205).

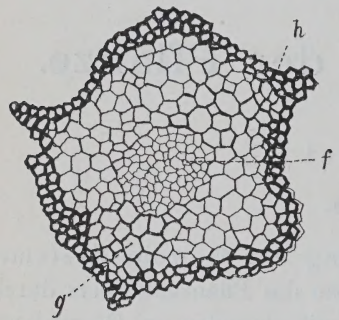
[1]) Sachs, J. „Lehrbuch der Botanik." Leipzig 1868. *pag.* 76.

[2]) Derselbe. Ebendaselbst *pag.* 100.

Allein auch das Grundgewebe erscheint, von den Laubmoosen aufwärts, überall durchzogen von einem oder mehreren, im Allgemeinen der Längsaxe des Pflanzentheiles parallel laufenden Gewebssträngen, welche sich scharf und deutlich von dem umgebenden Grundgewebe abheben, und die man Fibrovasalstränge oder Gefässbündel genannt hat.

Wir haben demnach an einer nur einigermassen entwickelten Pflanze drei, von einander geschiedene, Gewebe-Systeme zu unterscheiden, nämlich das Hautgewebe (Fig. 198 *h*), das Grundgewebe (Fig. 198 *g*) und die Fibrovasalstränge (Fig. 198 *f*).

Fig. 198.



Vergrösserung 170. Querschnitt durch das Stämmchen von *Bryum elongatum*. *h* Hautgewebe, *g* Grundgewebe, *f* Fibrovasalstrang.

Ehe wir indess diese Gewebe-Systeme einer näheren Betrachtung unterziehen, müssen wir uns wenigstens einigermassen über die Art und Weise, wie eine Pflanze oder ein Pflanzentheil seinen anatomischen Aufbau vollzieht, orientiren [1]).

Wie bereits (S. 246) erwähnt, nehmen alle Pflanzentheile aus einem aus gleichwerthigen, isodiametrischen Zellen bestehenden Meristeme, dem sogenannten Urparenchyme ihren Ursprung, das sich erst später — in grösserer oder geringerer Entfernung vom Wachsthumsherde (Vegetationspunkte) — verschiedenartig ausbilden (differentiiren) kann. Dieser Wachsthumsherd oder Vegetationspunkt, wie man ihn nennt, durch dessen zellbildende Thätigkeit also nach und nach die ganze Pflanze sich aufbaut, verhält sich indess nicht in allen Abtheilungen des Gewächsreiches in gleicher Weise, und nach diesen Verschiedenheiten ist auch die Art des Aufbaues der Pflanze selbstverständlich eine mehr oder weniger verschiedene.

Im Allgemeinen machen sich da zwei durchgreifende Typen bemerkbar. Entweder — wie fast bei allen *Kryptogamen* [2]) und einzelnen Organen (Haaren) der *Phanerogamen* — alle Zellen des Urmeristems nehmen ihren Ursprung aus einer einzigen Mutterzelle, die in der Mitte (am Scheitel) des Wachsthumsherdes liegt, und die man desshalb Scheitelzelle nennt, oder aber, es ist keine solche allgemeine Mutterzelle wahrnehmbar — wie ausnahmslos bei

[1]) Das Speciellere hierüber werden wir im II. Buche kennen lernen.

[2]) Hofmeister, W. „Vergleichende Untersuchungen." Leipzig 1851.

den *Phanerogamen* —, sondern die Stelle der Scheitelzelle wird eingenommen von einer Gruppe (Fläche) gleichwerthiger Zellen, die man als Scheitelzellgruppe [1]) bezeichnet und welche die Regenerirung, den Neuaufbau der Gewebe, besorgt [2]).

In ersterem Falle, wo also der Vegetationspunkt durch fortwährende Theilung einer Scheitelzelle wächst, da erfolgen die Theilungen derselben so, dass sie durch eine, mit einer ihrer Seitenflächen im Allgemeinen parallele Wand in zwei Tochterzellen zerfällt; die eine (obere) ist in Gestalt und Function der Mutterzelle gleich, sie wächst zur Grösse derselben heran und theilt sich dann wieder in derselben Weise, sie behält also die Function einer Scheitelzelle fort. Die andere, in der Regel anfangs kleinere Tochterzelle nennt man die Segmentzelle. Im Allgemeinen besitzt sie zwei längere, untereinander parallele Wände, deren obere die Theilungswand der Scheitelzelle ist, man nennt sie die Hauptwände (Fig. 200 *A*, Fig. 202 *D*), ferner eine Aussenwand, die ein Stück der Aussenwand der Scheitelzelle darstellt, unter Umständen (bei dreiseitiger Scheitelzelle, z. B. Fig. 201) auch (geneigte) Seitenwände, die aus Stücken der Hauptwände ihrer Nachbarzellen bestehen.

Um die Verhältnisse, wie sie beim Aufbaue eines Organes durch die Thätigkeit einer Scheitelzelle statthaben, übersichtlich zu machen, hat Naegeli [3]) folgende Bezeichnungen vorgeschlagen. Nennt man die ursprüngliche Scheitelzelle die primäre Zelle erster Ordnung, und bezeichnet sie mit I^1 (Fig. 199 *a*, Fig. 201 *A a*), so wird man naturgemäss die immer wieder sich regenerirenden neuen Scheitelzellen (Fig. 199 *a—d*, Fig. 201 *A*, *a—f*), der Reihenfolge ihrer Entstehung nach, als primäre Zellen der zweiten, dritten ..... *n*-ten Ordnung auffassen und mit I^2, I^3, I^4 ..... I^n beziffern müssen. Die Segmentzellen, als der Gestalt und Function nach von Scheitelzellen (primären Zellen) verschieden, nennt man secundäre Zellen mit der Bezeichnung *II*, und zwar nach der Aufeinanderfolge ihrer Absegmentirung von der Scheitelzelle die erste, zweite ..... *n*-te secundäre Zelle, also $_1II$, $_2II$, $_3II$ ..... $_nII$ (Fig. 199 *a—d*; Fig. 201 *A*). Da sie sämmtlich als Segmentzellen einer Scheitelzelle

---

[1]) Hanstein, J. „Festschrift der Niederrhein. Ges. f. Nat. u. Heilk." 1868. *pag.* 109 ff. — Derselbe in „Bot. Abhandl.", herausgegeben von Hanstein. I. 1870.

[2]) In vielen Fällen, z. B. bei den meisten Blättern, Früchten etc. der *Phanerogamen*, bei den Sporangien der *Kryptogamen* etc. erfolgt diese Regenerirung, die bei wachsenden Sprossen und Wurzeln eine dauernde ist, nur kurze Zeit, und endlich geht das ganze Organ in Dauergewebe über, es wird stationär.

[3]) „Zeitschrift f. wiss. Botanik." 1845. 1. Heft. *pag.* 122 ff.

entstanden, haben sie natürlich alle die gleiche Ordnungszahl, sind also secundäre Zellen der ersten Ordnung, demnach: $_1II^1$, $_2II^1$, $_3II^1$ . . . . . $_nII^1$. Bei dieser Art von Zelltheilung (Fig. 199, Fig. 201 *A*, *a—f*) zerfällt demnach die Scheitelzelle I^1 (Fig. 199 *a*) in eine Scheitelzelle der nächst höheren Ordnung und in die erste secundäre Zelle erster Ordnung; wir werden also schreiben:

$$I^1 = I^2 + {}_1II^1 \text{ (Fig. 199 } a, b),$$

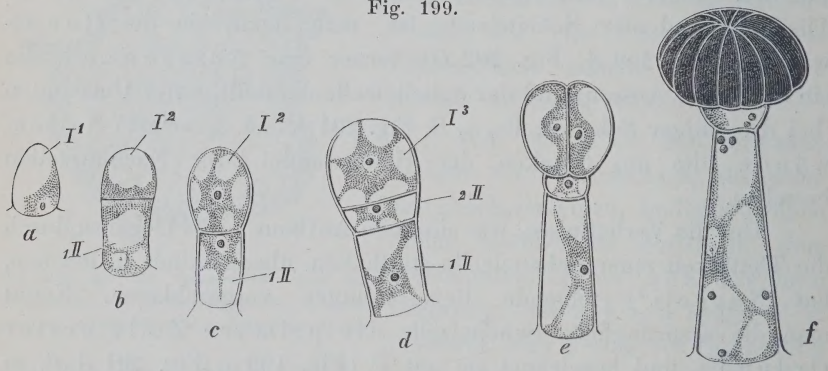
ebenso hat man:

$$I^2 = I^3 + {}_2II^1 \text{ (Fig. 199 } d)$$

und allgemein:

$$I^n = I^{n+1} + {}_nII^1.$$

Fig. 199.



Vergrösserungen: *a—e* 480. *f* 300. Entwicklung der Köpfchenhaare an den Blüthenstielen von *Scrophularia nodosa* durch successive Theilungen einer Scheitelzelle.

Theilt sich nun eine beliebige Segmentzelle (secundäre Zelle) weiter, so kann das Product dieser Theilung ein verschiedenes sein; entweder es sind ihre beiden Tochterzellen untereinander gleich und zugleich von der Natur der Mutterzelle, dann sind sie eben nur eine spätere Generation, aber immer noch secundäre Zellen (z. B. *s*, *s* in der secundären Zelle *p'* [Fig. 200 *A*]), und zwar secundäre Zellen derselben Ordnung; man bezeichnet diess durch Vorsetzung der Ziffer, welche die Generationsfolge ausdrückt (in unserem Falle 2),

$$\text{also: } II^n = {}^2II^n + {}^2II^n.$$

Sind aber die beiden Tochterzellen, in die eine Segmentzelle zerfällt, ungleich (vergl. Fig. 202 *D*), so ist die eine davon, welche mit der Natur ihrer Mutterzelle übereinstimmt (Fig. 202 *D*, Zelle *abhgpq*), ebenfalls eine secundäre Zelle, aber natürlich mit den eben erwähnten zwei secundären Zellen der zweiten Generation nicht

völlig identisch, sondern der nächsten Ordnung; die zweite, verschiedenartige (Fig. 202 *D*, Zelle *hgpqefcd*) muss dagegen als tertiäre Zelle (*III*) bezeichnet worden, und zwar wird sie selbstverständlich die so vielte tertiäre Zelle sein, als die Ordnungszahl ihrer Mutterzelle beträgt, nämlich:

$$II^1 = II^2 + {}_1III^1$$
$$II^2 = II^3 + {}_2III^1$$
$$\ldots\ldots\ldots\ldots$$
$$II^n = II^{n+1} + {}_nIII^1.$$

Es können sich also aus einer secundären Zelle der n-ten Ordnung entweder die n-te tertiäre Zelle und die secundäre Zelle der $n+1$-sten Ordnung bilden, oder zwei secundäre Zellen desselben (n-ten) Grades, zweite Generation; wir haben also:

$$II^n = II^{n+1} + {}_nIII^1$$
$$II^n = {}^2II^n \quad + {}^2II^n.$$

Ebenso kann eine tertiäre Zelle sich weiter theilen und man erhält dann eine quaternäre Zelle u. s. w. Begreiflicherweise dienen die primären Zellen nur dazu, die Axe zu verlängern, die secundären etc., sie in die Breite auszudehnen.

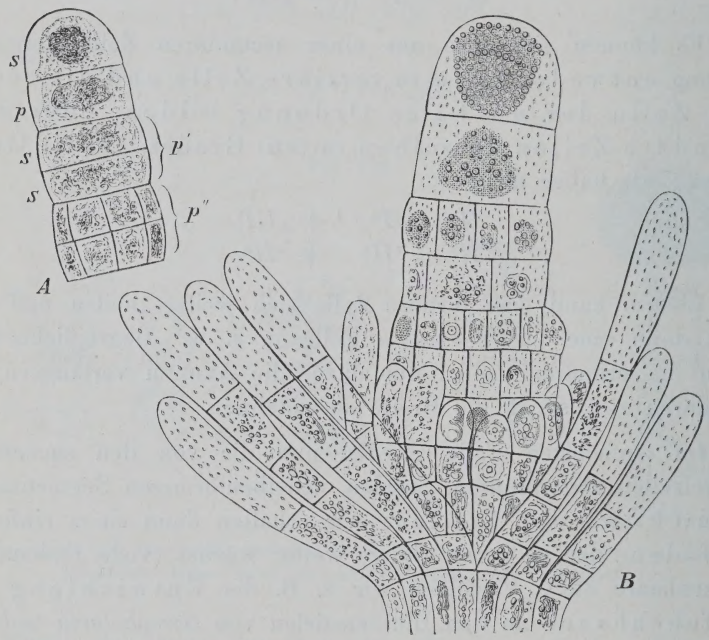
Im einfachsten Falle werden nun die von den successiven Scheitelzellen abgetrennten, basalen, scheibenförmigen Segmentzellen sich nicht wieder theilen; wir erhalten dann einen einfachen Zellfaden, der an seiner Spitze weiter wächst (viele Fadenalgen, Pflanzenhaare etc.). Verfolgen wir z. B. die Entwicklung der Köpfchenhaare an den Blüthenstielen von *Scrophularia nodosa* [1]) (Fig. 199), so sieht man sie aus einer papillenartig in die Höhe gewachsenen Oberhautzelle (Fig. 199 *a*) entstehen, die fortan als Scheitelzelle (I^1) fungirt. Nachdem sie eine bestimmte Grösse erreicht hat, theilt sie sich nämlich in zwei ungleiche Zellen (Fig. 199 *b*, *c*), in eine Segmentzelle ($_1II$) und in eine obere Zelle, die bald Gestalt und Grösse der Mutterzelle angenommen hat und als Scheitelzelle der zweiten Ordnung (I^2) gelten muss. In kurzer Zeit theilt sich diese neue Scheitelzelle abermals (Fig. 199 *e*) in eine kleinere Segmentzelle ($_2II$) und in eine weitere Scheitelzelle (I^3). In unserem Falle ist damit allerdings ihre Thätigkeit als Scheitelzelle geschlossen; sie zerfällt weiter durch zahlreiche verticale Wände (Fig. 199 *e*) endlich in ein vielzelliges Köpfchen (Fig. 199 *f*), jedoch können in anderen Fällen (Algen, vielzellige Haare) 50 und mehr Segmentirungen statt-

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." 1867. *pag.* 607. Taf. XXXI, Fig. 348—355.

haben [1]), immer aber wird nur ein aus einer einfachen Zellreihe bestehendes Pflänzchen oder Pflanzenorgan auf diese Weise sich bilden können [2]).

Oft zerfallen aber die Segmentzellen später durch auf die frühere Richtung senkrechte Wände in eine Anzahl neuer (tertiärer) Zellen, die noch später durch horizontale und verticale Wände noch weiter gefächert werden und so einen mehr oder weniger massiven

Fig. 200.



Vergrösserung 180. Aufbau von *Cladostephus verticillatus* nach Pringsheim. *A* Spitze eines Vegetationskegels, *s* Scheitelzelle, *p*, *p'*, *p''* secundäre (Glied-)Zellen, deren zweitjüngste *p'* eben in die secundären Gliedzellen zweiter Generation *s s* zerfallen ist, während die drittälteste *p''* bereits tertiäre Gliedzellen gebildet hat. *B* ein junger Spross derselben Pflanze.

Zellkörper zuwege bringen. Ausserordentlich leicht und deutlich ist diess bei der Sprossbildung der *Sphacelarien* zu verfolgen [3]).

---

[1]) Oft folgen nach Anlage einiger Glied- oder secundären Zellen auch Theilungen in diesen (intercalare Theilungen), so dass dann der Zellfaden sich aus diesen und den Scheitelzelltheilungen aufbaut (Haare von *Cucurbita*, viele Fadenalgen).

[2]) Es ist unschwer einzusehen, dass sich auch eine Zellfläche durch die Thätigkeit einer Scheitelzelle bilden kann. Solche Zellflächen finden wir bei vielen Algen, bei den Blättern vieler Lebermoose etc.

[3]) Geiler, Th. in „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." IV. *pag.* 479 ff.
Pringsheim, N. „Abhandl. d. k. Akad. d. Wiss. in Berlin." 1873. *pag.* 143 ff.

Man sieht da, wie die gewölbte Scheitelzelle (Fig. 200 *A*, *s*) zunächst durch eine horizontale Wand die erste Gliedzelle (Fig. 200 *A*, *p''*) in Form einer flachen Scheibe abschneidet. Sie selbst wächst weiter zur gewöhnlichen Grösse aus und zerlegt sich dann in gleicher Weise in eine zweite Gliedzelle (Fig. 200 *A*, *p'*) und eine neue Endzelle, welche in kurzer Zeit abermals eine Gliedzelle, die jüngste (Fig. 200 *A*, *p*), gebildet hat u. s. w., bis die für die verschiedenen Arten verschieden zahlreichen Gliedzellen eines Internodiums angelegt sind. Noch vorher aber spaltet bereits eine etwas zarter als die primären Scheidewände erscheinende Querwand (Fig. 200 *A* in *p'* und *p''*) die älteren Gliedzellen zunächst in zwei secundäre (Gliedzellen) der zweiten Generation (S. 312), und diess geschieht nach und nach bei allen Gliedzellen bis zur jüngsten hinauf. Noch später zerlegen sich diese Zellen (*ss* in Fig. 200 *A*) durch verticale Wände in zahlreiche kleinere Zellen (Fig. 200 *A* in *p''*), die allmälig zu normaler Grösse heranwachsen und weiter durch horizontale und verticale Theilungswände (Fig. 200 *B*) nach und nach den Zellkörper des Stammsprosses der Pflanze aufbauen.

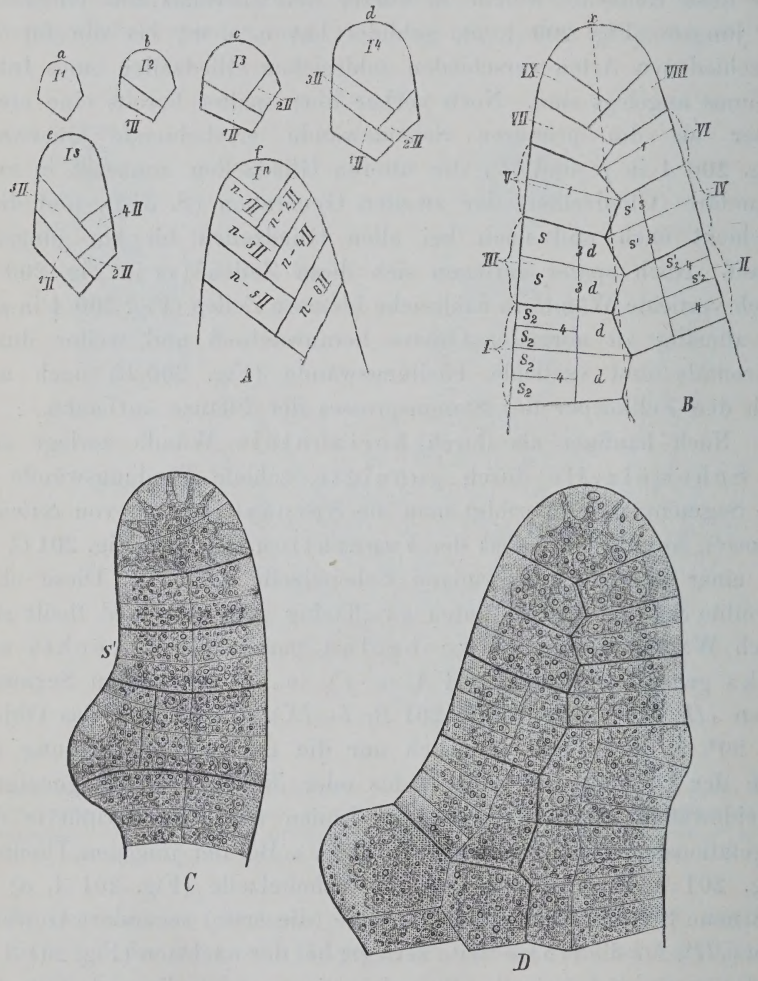
Noch häufiger als durch horizontale Wände zerlegt sich die Scheitelzelle durch geneigte, schiefe Theilungswände in ihre Segmentzellen. Verfolgt man die Sprossbildung von *Salvinia natans* [1]), so sieht man, dass der Vegetationskegel (Fig. 201 *C*, *D*) mit einer grossen, keilförmigen Scheitelzelle schliesst. Diese oben gewölbte Scheitelzelle ist unten zweiflächig zugespitzt und theilt sich durch Wände, welche abwechselnd parallel, nach rechts und links geneigt sind (Fig. 201 *A*, *a—f*), in die successiven Segmentzellen $_1II$, $_2II$, $_3II$ etc. (Fig. 201 *B*, *I—IX*). Dreht man das Object um 90°, so sieht man natürlich nur die nach Einer Richtung (je nach der Drehung die nach rechts oder die nach links) geneigten Scheidewände als etwas gebogene Linien über die Peripherie des Vegetationskegels verlaufen [2]) (Fig. 201 *C*). Bei der jüngsten Theilung (Fig. 201 *A*, *b*) wird demnach die Scheitelzelle (Fig. 201 *A*, *a*) in eine neue Scheitelzelle (I^2) und in eine (die erste) secundäre Gewebszelle ($_1II^1$) für die linke Seite zerlegt; bei der nächsten (Fig. 201 *A*, *c*) wieder in eine Scheitelzelle (I^3) und in eine rechts liegende Gewebezelle ($_2II^1$) u. s. w. So besteht der Stengel aus zwei gleichartig gebauten Hälften (Fig. 201 *B*, *D*), die aus den übereinander gelagerten und später gleichartig ausgebildeten Gewebezellen bestehen. Jede dieser Gewebezellen zerfällt später durch eine horizontale Wand

[1]) Pringsheim, N. in dessen „Jahrb. f. wiss. Bot." VII. *pag.* 487 ff.

[2]) Am schwimmenden Stengel der Pflanze bezeichnet man die der Luft zugekehrte Oberseite als Rückenfläche, die ihr abgekehrte als Bauchfläche.

(Fig. 201 *B*, Wand 1 in den Zellen *V* und *VI*, *D*) in eine obere und in eine untere Hälfte (Fig. 201 *B*) und in jeder dieser Hälften werden durch eine auf die Hauptwände senkrechte Wand [1]) (Fig. 201 *C*)

Fig. 201.



Vergrösserung 580. Aufbau der Sprossspitze von *Salvinia natans*. *A* und *B* schematisch; *C* und *D* (nach Pringsheim).

abermals zwei Tochterzellen gebildet, so dass nunmehr jede der ursprünglichen Gliedzellen aus vier Zellen besteht, von denen zwei

[1]) Dieselbe (Wand 2) ist natürlich in der Frontansicht (Fig. 201 *B*, *D*) nicht sichtbar, wohl aber auf der Seitenansicht (Fig. 201 *C*).

auf der Rücken- und zwei auf der Bauchseite des Vegetationskegels liegen (Fig. 201 *B*, *s s*, *Cs'*). In diesen vier Zellen erfolgt jetzt gleichmässig die dritte Theilung durch eine Wand (Fig. 201 *B*, Wand 3, *D*), die wieder nur auf der Frontansicht (Fig. 201 *B*) als eine einer Mittellinie (*x*) ungefähr parallele Linie zum Vorschein kommt und die Gliedzelle in acht Einzelzellen zerfällt. Die vierte und letzte Theilung, die wir noch verfolgen wollen, ist die derjenigen dieser Zellen, welche sowohl auf der Bauch- als auf der Rückenseite nach aussen liegen (Fig. 201 *B* die Zellchen s_2 s_2, s'_2 s'_2); sie erfolgt durch eine den Hauptwänden parallele Wand (Fig. 201 *B*, Wand 4; *D*), welche jede derselben in zwei gleich grosse und übereinander liegende Tochterzellen zerlegt.

In den bisher betrachteten Fällen besorgt allerdings eine einzige Scheitelzelle den Aufbau der Pflanze, doch sind die, sie endlich zusammensetzenden Zellen nicht als eine eigentliche Differentiirung von Geweben oder Gewebe-Systemen anzusehen, da sie mehr weniger alle einander gleichen. Wohl aber gelingt es, von den Moosen aufwärts, die Ausbildung der verschiedenen Gewebe-Systeme bis zur Scheitelzelle zu verfolgen und daher den Pflanzenaufbau, von Einer Zelle ausgehend, abzuleiten.

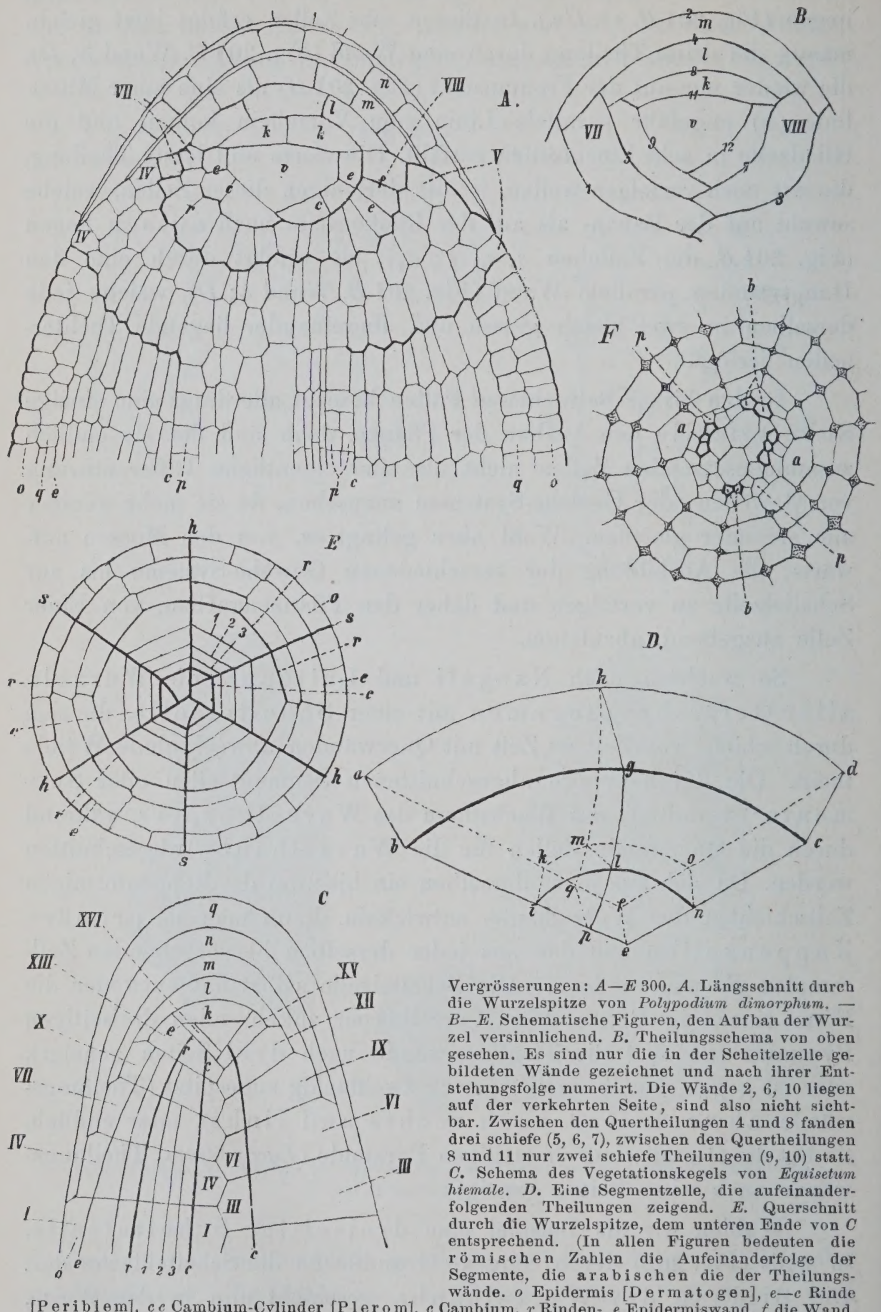
So wachsen nach Naegeli und Leitgeb[1]) die Wurzeln aller Gefässkryptogamen mit einer Scheitelzelle, die sich durch schiefe, von Zeit zu Zeit mit Querwänden abwechselnde Wände theilt. Die durch erstere abgeschnittenen Segmentzellen oder Segmente[2]) vermitteln das Wachsthum des Wurzelkörpers, während durch die Querwände Zellen für die Wurzelhaube abgeschnitten werden. Da sich aus jeder derselben ein bis zwei der kappenförmigen Zellschichten der Wurzelhaube entwickeln, kann man sie primäre Kappenzellen und den aus jeder derselben hervorgehenden Zellcomplex Kappe nennen. Die Scheitelzelle selbst hat entweder die Form einer, die Spitze dem Wurzelkörper zukehrenden dreiseitigen Pyramide (da sind die Theilungswände nach drei Seiten geneigt), oder ist gegen den Wurzelkörper zu zweiflächig zugespitzt (Theilungswände abwechselnd nach rechts und links), oder endlich, sie hat die Gestalt einer vierseitigen Pyramide (*Lycopodium*, Theilungswände nach vier Seiten geneigt).

Wählen wir als Beispiel eine dreiseitige Scheitelzelle, so stellt (Fig. 202) deren convexe Grundfläche die Scheitelfläche dar. Die Bildung der Wurzelhaube geschieht nun in der Weise,

[1]) In Naegeli's „Beiträgen zur wiss. Botan." 1867. 4. Heft.

[2]) Cramer's „Gliedzellen".

Fig. 202.



Vergrösserungen: *A—E* 300. *A.* Längsschnitt durch die Wurzelspitze von *Polypodium dimorphum*. — *B—E.* Schematische Figuren, den Aufbau der Wurzel versinnlichend. *B.* Theilungsschema von oben gesehen. Es sind nur die in der Scheitelzelle gebildeten Wände gezeichnet und nach ihrer Entstehungsfolge numerirt. Die Wände 2, 6, 10 liegen auf der verkehrten Seite, sind also nicht sichtbar. Zwischen den Quertheilungen 4 und 8 fanden drei schiefe (5, 6, 7), zwischen den Quertheilungen 8 und 11 nur zwei schiefe Theilungen (9, 10) statt. *C.* Schema des Vegetationskegels von *Equisetum hiemale*. *D.* Eine Segmentzelle, die aufeinanderfolgenden Theilungen zeigend. *E.* Querschnitt durch die Wurzelspitze, dem unteren Ende von *C* entsprechend. (In allen Figuren bedeuten die römischen Zahlen die Aufeinanderfolge der Segmente, die arabischen die der Theilungswände. *o* Epidermis [Dermatogen], *e—c* Rinde [Periblem], *c c* Cambium-Cylinder [Plerom], *c* Cambium, *r* Rinden-, *e* Epidermiswand, *f* die Wand, welche die Epidermis in zwei Schichten theilt [*o* und *q*]). (Nach Naegeli und Leitgeb.) *F.* Vergrösserung 250. Querschnitt durch eine junge Wurzel von *Marsilia aegyptiaca* (nach Naegeli und Leitgeb). *a a* Zellen des inneren Rindengewebes, *p* Pericambium, *b b* die beiden Baststränge, jeder aus zwei etwas dickwandigen Zellen bestehend; zwischen *a a* die beiden primordialen Vasalstränge. Epidermis, äussere Rinde und die äusseren Schichten der inneren Rinde sind nicht mitgezeichnet.

dass sich nahe der Scheitelfläche der Scheitelzelle eine zur Wurzelaxe rechtwinklige Querwand bildet, wodurch ein kappenförmiges Stück der Scheitelzelle als primäre Kappenzelle abgeschnitten wird, welche rasch wachsend (Fig. 202 *A*, *l*, *m*, *n*) ihre ursprünglich sphärisch-dreieckige Form bald in die Kreisform (auf Querschnitten) ändert und sich bald durch eine auf ihrer Grundfläche senkrechte, der Wurzelaxe parallele Wand in zwei Hälften (Fig. 202 *A*, *k* und *k*) theilt, deren jede bald wieder in zwei Tochterzellen zerfällt. Sind auf diese Weise vier in Einer Ebene liegende Zellen gebildet, so theilt sich jede derselben abermals und es sind so aus jeder primären Kappenzelle acht, in einer mehr oder minder gekrümmten Fläche liegende Zellen entstanden (Fig. 202 *A*, *l*, *m*, *n*) [1]).

Die weitere Zellvermehrung geschieht nun fast in der Regel nur mehr durch Längswände, und zwar theilen sich zuerst die vier tiefer im Centrum der Schicht zusammenstossenden Zellen in eine äussere und in eine innere; es sind demnach jetzt vier innere und acht äussere Zellen vorhanden. Erstere theilen sich häufig nicht weiter, letztere aber auch ferner durch Längswände.

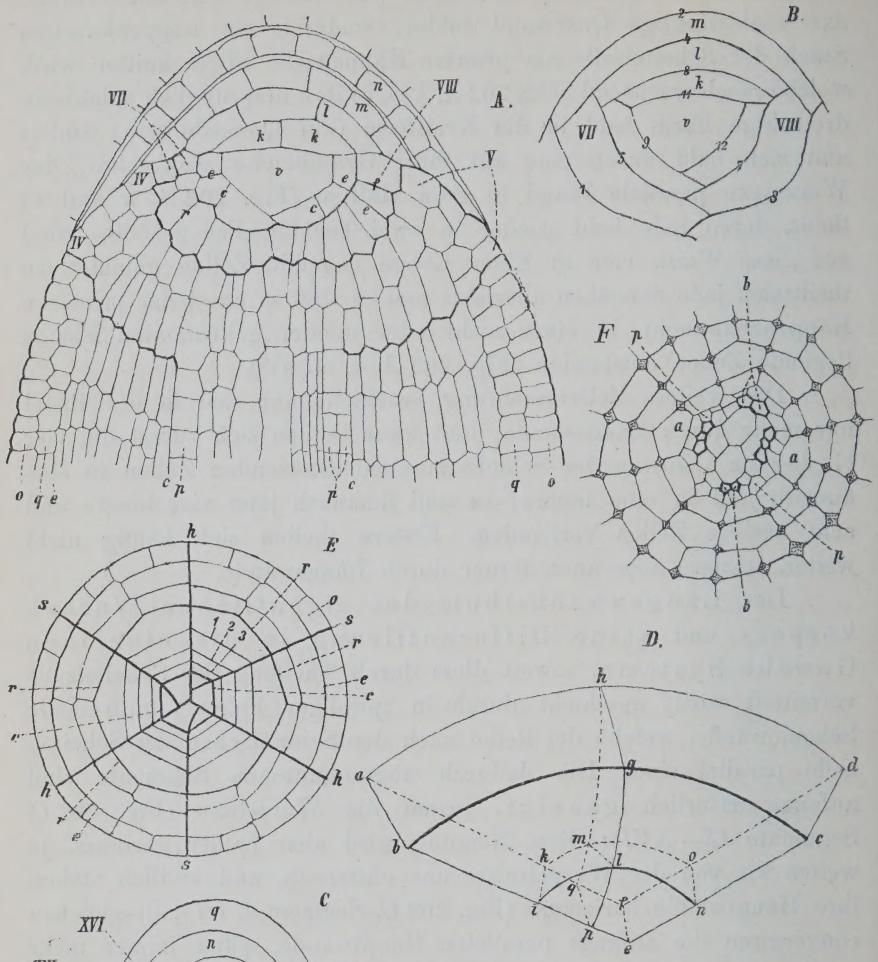
Das Längenwachsthum des eigentlichen Wurzelkörpers und seine Differentiirung in die einzelnen Gewebe-Systeme, soweit diess durch Theilung der Scheitelzelle vermittelt wird, geschieht durch in spiraliger Folge [2]) auftretende Scheidewände, welche der Reihe nach den Seitenflächen der Scheitelzelle parallel sind. Die dadurch abgeschnittenen Segmente sind anfangs natürlich geneigt, gegen die Wurzelaxe (Fig. 202 *C*, Segmente *IX—XVI*); diese Neigung wird aber immer geringer, je weiter wir von der Wurzelspitze uns entfernen, und endlich stehen ihre Hauptwände horizontal (Fig. 202 *C*, Segment *I*, *III*); desgleichen convergiren die anfangs parallelen Hauptwände später immer mehr nach aussen (Fig. 202 *C*) und die Zickzackbegrenzung macht einem ebenen Aufeinanderstossen der Zellen Platz (Fig. 202 *A*). Denkt man sich nun eine durch diese Theilungen der Scheitelzelle gebildete, ebenfalls spiralig angeordnete Segmentzelle herausgenommen, so ist sie, wie man sofort sieht (Fig. 202 *D*), von fünf Flächen begrenzt, nämlich zwei dreieckigen Hauptwänden (Fig. 202 *D*, *bce* und *afd*),

---

[1]) Bei *Equisetum* treten, bevor durch weitere Theilungen durch radiale und tangentale Wände die Zahl dieser acht Zellen weiter vermehrt wird, in jeder derselben Querwände auf, so dass die Zellen Einer Kappe hier in zwei Schichten liegen, demnach die Zahl der auf einem Längsschnitte sichtbaren, kappenförmigen Schichten nur die Hälfte der durch die Scheitelzelle erfolgten Segmentirungen beträgt.

[2]) Meist rechts gedreht, nur selten (*Equisetum hiemale*) ausnahmslos links.

Fig. 202.



Vergrösserungen: *A*—*E* 300. *A*. Längsschnitt durch die Wurzelspitze von *Polypodium dimorphum*. — *B*—*E*. Schematische Figuren, den Aufbau der Wurzel versinnlichend. *B*. Theilungsschema von oben gesehen. Es sind nur die in der Scheitelzelle gebildeten Wände gezeichnet und nach ihrer Entstehungsfolge numerirt. Die Wände 2, 6, 10 liegen auf der verkehrten Seite, sind also nicht sichtbar. Zwischen den Quertheilungen 4 und 8 fanden drei schiefe (5, 6, 7), zwischen den Quertheilungen 8 und 11 nur zwei schiefe Theilungen (9, 10) statt. *C*. Schema des Vegetationskegels von *Equisetum hiemale*. *D*. Eine Segmentzelle, die aufeinanderfolgenden Theilungen zeigend. *E*. Querschnitt durch die Wurzelspitze, dem unteren Ende von *C* entsprechend. (In allen Figuren bedeuten die römischen Zahlen die Aufeinanderfolge der Segmente, die arabischen die der Theilungswände. *o* Epidermis [Dermatogen], *e*—*c* Rinde [Periblem], *c c* Cambium-Cylinder [Plerom], *c* Cambium, *r* Rinden-, *e* Epidermiswand, *f* die Wand, welche die Epidermis in zwei Schichten theilt [*o* und *q*]). (Nach Naegeli und Leitgeb.) *F*. Vergrösserung 250. Querschnitt durch eine junge Wurzel von *Marsilia aegyptiaca* (nach Naegeli und Leitgeb). *a a* Zellen des inneren Rindengewebes, *p* Pericambium, *b b* die beiden Baststränge, jeder aus zwei etwas dickwandigen Zellen bestehend; zwischen *a a* die beiden primordialen Vasalstränge. Epidermis, äussere Rinde und die äusseren Schichten der inneren Rinde sind nicht mitgezeichnet.

zwei rechteckigen Seitenwänden (Fig. 202 *D*, *abef* und *fedc*), und einer nach der Wurzelhaube zu gelegenen Aussenwand (Fig. 202 *D*, *abcd*). Diese Gestalt behalten die Segmente, wie Fig. 202 *A*, *C* zeigt, im Wesentlichen bei. Die erste in jedem dieser successive von der Scheitelzelle abgeschnittenen Segmente [1]) auftretende Theilungswand (Fig. 202 *D*, Wand *ghpq*), steht immer senkrecht auf ihren Hauptwänden [2]), ist also auf die Wurzel bezogen eine radiale Längswand. Dadurch entstehen in jedem Segmente zwei nebeneinander liegende, aber in Form und Grösse ungleiche Zellen, da unsere, die Aussenwand (Fig. 202 *D*, *abcd*) in nahezu gleich grosse Stücke (*abhg* und *hgcd*) theilende Wand, nach Innen nicht bis auf den Grund (*ef*) der Segmentzelle reicht, sondern in sanfter Krümmung gegen eine der Seitenwände [3]) verlaufend, sich an deren innerem Theile (*pq*) ansetzt. Diese ersten zwei in jedem Segmente sich bildenden Tochterzellen, deren jede etwa $^1/_6$ des Querschnittes einnimmt, wollen wir (mit Naegeli und Leitgeb) Sextantenzellen nennen [4]), die Wand, die ihre Entstehung veranlasst (*hgpq*), Sextantenwand (Fig. 202 *E*, Wand *s*) [5]). In jedem dieser so entstandenen Sextanten bildet sich nun eine tangentale, der Aussenwand des Segmentes, und zugleich der Wurzeloberfläche, parallele Wand (Fig. 202 *D*, Wand *kilm* und *lmon*; Fig. 202 *E*, Wand *c*), welche denselben, indem sie die Sextantenwand meist [6]) in ihrem inneren Drittel trifft, in eine kleine Innen- und eine grössere Aussenzelle theilt (Fig. 202 *D*; die Zellen *ilp* und *bgil* auf der einen, *lnpe* und *glcn* auf der anderen Seite. Fig. 202 *A*, *cc* an der Scheitelzelle *v*) [7]). Diese Wand trennt die Wurzel daher

---

[1]) Deren also in diesem ersten Stadium drei auf dem Querschnitte der Wurzel zu sehen sind (Fig. 202 *E* die Segmente *hhh*).

[2]) Die der Vegetationsspitze näher gelegene nennen Naegeli und Leitgeb die scheitelsichtige, die entferntere die grundsichtige Hauptwand; von den beiden Seitenwänden die in der Theilungsspirale höher gelegene die anodische, die tiefer gelegene die kathodische Seitenwand.

[3]) Meist der kathodischen.

[4]) Der Querschnitt der Wurzel in diesem zweiten Stadium zeigt demnach sechs Zellen (Sextanten), von denen drei bis in seine Mitte reichen, die anderen drei, mit ihnen alternirenden, aber nicht (Fig. 202 *E* die durch die Wände *h* und *s* hervorgebrachte Figur).

[5]) In Fig. 202 *B* würde sie als eine die Aussenwände halbirende Linie erscheinen.

[6]) Bei einigen Farnen in der Mitte, bei einigen im oberen Drittel.

[7]) Um die Zeit der Ausbildung dieser Wand, oder bald nachher, sind die Hauptwände der Segmente schon nahezu rechtwinklig zur Längsaxe der Wurzel gestellt (Fig. 202 *C*, Segmente *I* bis etwa *VI* und dem entsprechend in Fig. 202 *A*); ein Querschnitt durch den in diesem Entwicklungsstadium befindlichen Wurzeltheil

in eine äussere Schicht (Fig. 202 *A*, *occ*) und einen centralen, von ihr mantelförmig umgebenen axilen Kern (Fig. 202 *A*, *cccc*). Es bilden sich demnach aus den sechs peripherischen Zellen, wie die Figurenvergleichung zeigt, das Rindengewebe und die Epidermis, aus den sechs inneren der Cambiumcylinder aus, deren Unterscheidung in ihrer Anlage also bis zur Scheitelzelle sich verfolgen lässt. Die jeden Sextanten in eine Cambium- und in eine Rindenzelle zerlegende Wand soll daher Cambiumwand genannt werden (Fig. 202 *A*, *C*, *E*, die Wand *c*).

Die weitere Differentiirung der Gewebe wird dadurch bewirkt, dass die äusseren in den Sextantenzellen gebildeten Zellen durch eine tangentale Wand in zwei zerfallen, deren äussere sich meist nicht wieder tangental theilen [1]). Es sind dieselben daher bereits als Epidermiszellen zu betrachten; sie theilen sich nur mehr radiär (Fig. 202 *E*); die inneren, die man als primäre Rindenzellen betrachten muss, theilen sich abermals durch eine tangentale, also der Epidermis- und Cambiumwand parallele Wand (Rindenwand, in den Figuren mit *r* bezeichnet) in zwei Zellen, deren äussere durch weitere Theilungen die Aussenrinde (Fig. 202 *C*, *e*—*r*), deren innere die Innenrinde (Fig. 202 *C*, *r*—*c*) bildet [2]).

Die durch die Cambiumwand in den Sextanten abgetrennten (kleineren), sechs inneren Zellen (Fig. 202 *A*, *C*, *E*), welche, wie wir sahen, den Cambiumcylinder formiren, verhalten sich bei der weiteren Ausbildung desselben im Allgemeinen in zweifacher Weise. Entweder (bei den meisten Farnen, und bei *Marsilia*), es tritt die erste Wand in jeder der sechs Zellen ausnahmslos zunächst der Peripherie auf und ist der Cambiumwand parallel. Die äusseren, tafelförmigen der beiden so gebildeten Tochterzellen (Fig. 202 *A*, *p*) theilen sich bald durch eine bis zwei radiale Wände, ausserdem kann ein- bis zweimalige Tangentaltheilung eintreten, und es entsteht dadurch

trifft demnach die Segmente nahezu parallel ihren Hauptwänden, und zeigt sechs innere kleinere Zellen, umgeben von sechs äusseren grösseren (Fig. 202 *E*, die durch die Wände *h*, *s* und *c* markirte Figur).

[1]) Diese Theilungswand (in den Figuren mit *e* bezeichnet), welche die Epidermis individualisirt, nennen Naegeli und Leitgeb die Epidermiswand.

[2]) Nur an dickeren Wurzeln ist eine solche Differenz sichtbar. Wo sie aber auftritt, da manifestirt sie sich darin, dass zunächst die tangentalen Theilungen in der Aussenrinde centrifugal, in der inneren centripetal erfolgen, dass ferner die Zellen der äusseren Rinde ohne Ordnung beisammenliegen, während die der inneren, wenigstens in jüngeren Stadien stets, genau in radialen Reihen geordnet sind, und dass diese durch ebenfalls radial angeordnete Luftgänge, die der äusseren Rinde fehlen, unterbrochen sind (Fig. 202 *F*). Häufig sind auch die Zellen der inneren Rinde stark verdickt und fast prosenchymatisch, die der äusseren parenchymatisch, nicht stark verdickt, und nur Bräunung der Zellhäute zeigend u. s. w.

ein aus einer oder zwei, selten mehr Zellschichten gebildeter Mantel (Pericambiumring), der das übrige Cambium umhüllt und sich durch grössere, in tangentaler Richtung etwas verlängerte Zellen unterscheidet, und stets ausserhalb der Gefässe liegt. Die inneren theilen sich durch tangentale und radiale mit einander abwechselnde Wände, bei dicken Wurzeln auch durch schief verlaufende; endlich erfolgt die Individualisirung der Fibrovasalstränge durch Bildung von Gefässen an der Grenze gegen das Pericambium. Oder aber, es wird kein Pericambium gebildet [1]), sondern es tritt in allen oder in einer der grösseren der genannten Zellen, an deren inneren Hälfte, je eine tangentale Wand auf, wodurch eine innere Zelle abgeschnitten wird, die sich nicht mehr weiter theilt. In den sechs, diese 1—3 inneren Zellen umschliessenden äusseren Zellen, geschieht dann die weitere Theilung vorherrschend durch schiefe, gegen einander geneigte Wände, und schreitet vom Centrum gegen die Peripherie des Cambiumcylinders fort, wo auch die Zellen zuletzt am kleinsten sind.

Die weitere Individualisirung der einzelnen Fibrovasalstränge durch Bildung von Gefässen erfolgt meist an zwei sich diametral gegenüberstehenden Punkten (alle Farne, Fig. 202 *F a*, *a*), auch wohl (*Equisetum*) an drei oder vier, und zwar stossen da die ersten Gefässe unmittelbar an die innersten Rindenzellen an. Von diesen peripherischen Punkten schreitet die Gefässbildung meist sogleich nach Innen fort, wodurch radiale, im Centrum des Gefässcylinders zusammenstossende Reihen von Gefässen gebildet werden, daher sie denn auch auf Querschnitten durch ältere Wurzeln entweder in einer den Gefässcylinder durchsetzenden Reihe, oder aber in Form eines drei- bis vierstrahligen Sternes geordnet erscheinen [2]).

Noch vor der Individualisirung der ersten Gefässe beobachtet man an ebensoviel (2—3—4) in der Mitte zwischen den Gefässbündeln liegenden, peripherischen Stellen des Cambiumcylinders eine lebhafte Zelltheilung, und diese mit den Gefässen alternirenden

[1]) Bei *Equisetum*.

[2]) Bei kleinen Cambiumcylindern (*Equisetum*), die im Querschnitte nicht mehr als etwa neun Zellen haben, ergibt sich von selbst, dass von den beiden ersten sich diametral gegenüberliegenden Gefässen das eine aus der ungetheilten Zelle eines kleineren Sextanten, das andere aus der äusseren Zelle eines, einmal getheilten grösseren Sextanten entstanden sein muss. Wo drei Gefässe zunächst die drei zukünftigen Fibrovasalstränge markiren, entstehen sie aus dem ungetheilt bleibenden cambialen Theile zweier kleineren Sextanten, während der dritte ungetheilt bleibt u. s. w.

kleinmaschigen Gewebsgruppen (Fig. 202 *F*, *bb*) verdicken sogleich ihre Wandungen. Es sind die Bastkörper oder Phloëmstränge.

Damit hätten wir, von der Scheitelzelle ausgehend, die Differentiirung der Gewebe-Systeme als Hautgewebe, Grundgewebe (Rinde) und Fibrovasalstränge durch Theilungen dieser Scheitelzelle kennen gelernt.

Bei den *Phanerogamen* liegen die Sachen nicht so einfach. Wohl zeigt sich auch da bereits in geringer Entfernung vom Vegetationspunkte das Urmeristem desselben differentiirt in die verschiedenen Histogene, welche später das Haut- und Grundgewebe und die Fibrovasalstränge darstellen, doch ist es nicht gelungen, diese Gewebe auf die Theilungen einer einzigen Mutterzelle (Scheitelzelle) zurückzuführen, im Gegentheile, es scheint den *Phanerogamen* bereits vom Keime an[1]) jederzeit eine echte Scheitelzelle zu fehlen, und die Entwicklung der Gewebe wird da von einer Gruppe mehrerer, den Scheitel einnehmender Meristemzellen eingeleitet, die Hanstein[2]) als Scheitelzellgruppe bezeichnet.

In der Regel setzt sich nun, wie Hanstein vom Keime an verfolgte, der Sprossscheitel der *Phanerogamen* aus drei Meristemlagen zusammen, deren äusserste der Epidermis, die zweite der primären (parenchymatischen) Rinde und den Anlagen der Blätter und Zweige, die dritte dem Fibrovasalcylinder nebst dem Marke die Entstehung gibt. Keine dieser Schichten wächst mit einer einzelnen Scheitelzelle, sondern eine kleine Genossenschaft meist gleicher Zellen nimmt die Mitte des Scheitelgewölbes ein, und befindet sich vorzugsweise in eiliger und allseitiger Vermehrung. Hanstein hat für diese drei Sonderschichten (Histogene) die Benennungen Dermatogen (Hautbildungsgewebe), Periblem (Hüllgewebe) und Plerom (Füllgewebe) und für die in der Vermehrung voranschreitenden Zellen jeder Schicht die Bezeichnung Initialen vorgeschlagen.

Bei den meisten *Phanerogamen* hat der Vegetationsscheitel die Gestalt eines flach gewölbten, von regelmässiger Curve begrenzten Hügels; in selteneren Fällen ist er eben oder beckenartig vertieft,

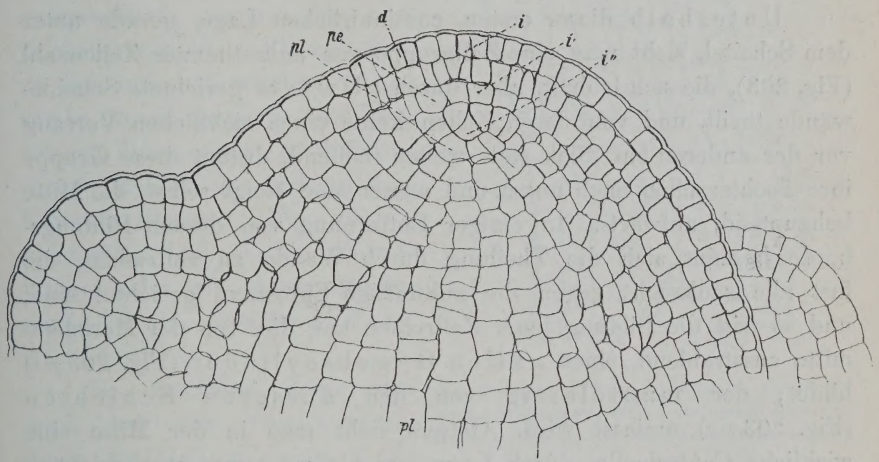
---

[1]) Hanstein, J. in dessen „Botan. Abhandl." I. 1870.

[2]) „Festschr. d. Niederrh. Ges. f. Natur- u. Heilkunde." 1868. *pag.* 109 ff. Müller, C. J. N. in „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik." V. *pag.* 247 ff. — Schnitte, auch noch so gelungene, führen, wie Hanstein bemerkt, da nicht zum Ziele, sondern nur das von ihm angegebene Verfahren, dicke Schnitte genügend durchsichtig zu machen, was durch Behandeln mit Kalilösung, durch wechselndes Auswaschen mit Chlorwasserstoff- oder Essigsäure und Ammoniak und Einlegen in Glycerin erreichbar ist. An solchen Präparaten kann man jede beliebige Durchschnittsebene fixiren, und sich leicht und sicher über die Gestaltung etc. des Vegetationspunktes orientiren.

zuweilen mit steil ansteigenden Seiten, aber niemals spitz. Ein Längsschnitt durch denselben (Fig. 203) zeigt nun, dass die Zellschichten des Inneren (Mark, Fibrovasalstränge, Fig. 203 *pl*) als senkrechte Reihen aufsteigen, die niemals mit ihrer Verlängerung nach einer auf dem Gipfel liegenden, der oberflächlichen Schicht angehörigen Zelle, sondern stets auf eine merklich tiefer im Innern des Meristems gelegene Einzelzelle oder Zellgruppe hinzielen, dass ferner die von dem Rindengewebe aufsteigenden Curven entweder alle oder wenigstens die äusseren Lagen [1]) nicht auf denselben Punkt im Meristeme hinlaufen, sondern gewölb- oder kappenartig den Scheitel überdecken, völlig von einander und von den inneren Zelllagen geschieden.

Fig. 203.



Vergrösserung 320. Längsschnitt durch den Vegetationspunkt von *Cochlearia glastifolia* (nach Hanstein). *d* Dermatogen, *pe* Periblem, *pl* Plerom, *i*, *i'*, *i''* Initialen dieser Gewebe.

Besonders die äusserste Zellschicht, aus lauter ähnlichen, sich lebhaft, und zwar durch Wände, die sämmtlich senkrecht auf der Aussenfläche [2]) stehen, theilenden Zellen bestehend, überzieht von erster Jugend an als einheitliche Schicht alle Theile des Pflanzenkörpers bis unter die Wurzelhaube hinab als Epidermis, die demnach als früheste, vom Anfange an bereits völlig individualisirte Gewebsart auftritt. Auf Flächenansichten sieht man zuweilen mitten auf dem Knospengipfel eine einzelne dieser Epidermis-Mutterzellen, die den Standpunkt einer

[1]) Meist zwei bis vier, selten eine; in unserer Figur drei.

[2]) Niemals, ausser bei mehrschichtiger Epidermis, durch der Aussenfläche parallele oder schief gegen die Seitenfläche geneigte Wände.

Scheitelzelle einnimmt, aber nie den Werth einer solchen hat. Sie hat nämlich nichts vor ihrer Umgebung Ausgezeichnetes, und in der Regel wird die Mitte von einer Gruppe gleichwerthiger Anfangszellen eingenommen, die in gleich lebhafter Weise sich theilen. Man nennt diese Gruppe Initialgruppe, die Einzelzelle, wo solche zu unterscheiden ist, die Initiale der Epidermis (Fig. 203 *i*), die ganze, noch in lebhafter Theilung begriffene, reich Protoplasma führende Strecke derselben Dermatogen. Die Oberhaut der Mono- und Dicotylen differentiirt sich also nicht, wie bei den Gefässkryptogamen, erst beträchtlich unterhalb des Vegetationspunktes aus dem Meristeme, sondern sie ist vom Anfange an gesondert, also früher vorhanden als selbst die allerersten Andeutungen irgend eines anderen inneren oder äusseren Pflanzenorganes.

Unterhalb dieser ersten, continuirlichen Lage, gerade unter dem Scheitel, sieht man eine Zellgruppe von unbestimmter Zellenzahl (Fig. 203), die sich lebhaft, aber durch allwärts gerichtete Scheidewände theilt, und von deren Zellen keine einen sichtlichen Vorrang vor der anderen hat. Sich stets weiter theilend, drängt diese Gruppe ihre Tochterzellen nach unten und aussen und steigt selbst, die Mitte behauptend, aufwärts. In einiger Entfernung von diesem Bildungsherde beginnt sich die Theilung durch Wände zu vollziehen, die fast alle senkrecht gegen die zukünftige Sprossaxe gerichtet sind, und so tritt die Bildung jener Zellreihen auf, die, von der Meristemmitte ausstrahlend, einen axilen Gewebscylinder (Fig. 203 *pl*) bildet, der mantelartig von den äusseren Schichten (Fig. 203 *pe*) umfasst wird. Oefters sieht man in der Mitte eine wirkliche Centralzelle, durch Lage und Grösse etwas ausgezeichnet, doch eine dauernde Führerschaft oder gar Alleinherrschaft, wie eine Scheitelzelle, übt sie nicht. In der Regel nimmt eine Zellgruppe gleichmässig an der Vervielfältigung der Meristem-Masse Theil, die man nach ihrer Stellung als Initialen oder Initialgruppe des Axencylinders, oder kurzweg als Axen-Initialen bezeichnen kann. Den Axencylinder selbst nennt Hanstein Plerom (Fig. 203 *pl*), es sind demnach die Axen-Initialen zugleich Plerom-Initialen (Fig. 203 *i'*); in unserer Figur deren drei.

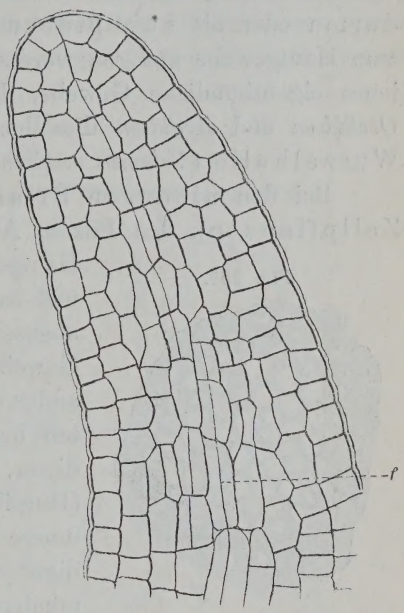
Zwischen diesen Masse erzeugenden Plerom-Initialen und den nur die Oberhaut fortbildenden Dermatogen-Initialen liegen meist noch eine, zwei bis drei Meristem-Zelllagen unabhängig, und so ausschliesslich senkrecht in der Richtung zur Aussenfläche[1]) getheilt,

[1]) In tieferen Lagen wechseln die senkrechten Scheidewände mit tangentalen.

dabei auch nach unten sich deutlich absetzend, dass man sie als selbstständige Gewebsschicht betrachten muss. Hanstein nennt sie Periblem (Fig. 203 *pe*) und ihre mittleren Führerzellen Periblem-Initialen (Fig. 203 *i'*). Es geht aus denselben ein Theil des Grundgewebes, nämlich die primäre Rinde hervor [1]).

Nicht fern unterhalb und seitwärts vom Gipfel begegnen wir im Plerom, und zwar in der äussersten an's Periblem grenzenden Schichte desselben, der ersten Aussonderung der Fibrovasalstränge, indem durch Theilungswände, der Längsrichtung des zukünftigen Sprosses entsprechend, eigene, bis nun parenchymatische Pleromzellen zu prismatischen werden. Hanstein nennt (nach Sachs' Vorschlag) diese ersten, so differentiirten Zellen des zukünftigen Fibrovasalstranges (Fig. 204 *f*), gleichviel, ob sie als Einzelbündel oder als zusammenhängende Zone auftreten, Pericambium.

Fig. 204.



Vergrösserung 320. Längsschnitt durch die Stammspitze von *Lysimachia Ephemerum* (nach Hanstein), die erste Anlage der Fibrovasalstränge zeigend.

So erscheint denn also auch bei den *Phanerogamen*, durch Initialen angelegt, die Sonderung von Hautgewebe, Grundgewebe und Fibrovasalsträngen bereits sehr frühe durchgeführt.

IX. Capitel.

Das Hautgewebe.

§. 39. Allgemeines.

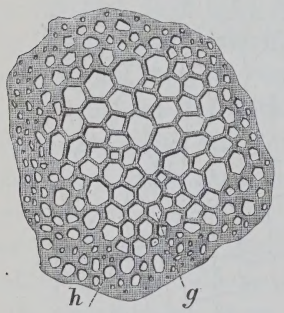
Unter dem Hautgewebe, dessen Anlage durch eine Scheitelzelle (S. 322) oder durch successive Differentiirung des Dermatogens (S. 324) wir bereits kennen lernten, umfassen wir — nach

[1]) In vielen Fällen ist, wie Vöchting, Warming u. A. zeigten, Periblem und Plerom nicht scharf geschieden.

Sachs' Vorschlag — nicht nur die äusserste, die Pflanze nach Aussen begrenzende und als Epidermis bezeichnete Zellschicht sammt deren Anhängen (Trichomen), Spaltöffnungen etc., sondern auch die in und unter ihr häufig auftretenden Korkbildungen, sowie eigenthümliche Gewebe, welche bei vielen Pflanzen unter der Epidermis liegen, der Entstehung nach dem Grundgewebe angehören, aber sich von den Zellen desselben wesentlich unterscheiden, und als Hypoderma oder als subepidermoïdale Gewebe am besten mit zum Hautgewebe gezogen werden. Endlich rechnen wir dazu noch jenes eigenthümliche Gewebe, das bei den Luftwurzeln tropischer *Orchideen* und *Aroïdeen* dieselben nach Aussen abschliesst, und als Wurzelhülle (*Velamen radicum*) bekannt ist.

Bei den niederen Pflanzen (*Thallophyten*, Lagerpflanzen, Zellpflanzen), den Pilzen, Algen, Flechten und Moosen ist das Hautgewebe in der Regel nicht schroff und scharf gegen das Grundgewebe zu abgesetzt, sondern die Zellen beider Gewebe-Systeme gehen allmälig in einander über (Fig. 205). Die äusseren Schichten bestehen da aus kleineren, derbwandigen, oft Farbstoffe führenden Zellen (Hutpilze), welche gegen das Pflanzeninnere zu allmälig grösser und dünnwandiger werden, auch wohl als mehr oder minder derbe Haut sich vom Innengewebe abziehen lassen (Flechten, Hutpilze etc.). Nur selten kommen hier Unterbrechungen der Continuität der äussersten Zelllagen vor, die man als den Spaltöffnungen höherer Pflanzen analoge (*Marchantien* [Fig. 244]), oder ihnen gleiche Bildungen (an der Kapsel von Laubmoosen) auffassen kann, wogegen Haarbildungen zu ganz allgemeinen Vorkommnissen gehören. Bei *Sphagnen* (Sumpf- und Torfmoosen) erscheint, entgegen dem gewöhnlichen Falle, das peripherische Gewebe aus dünnwandigen, das Pflanzeninnere aus derbwandigen Zellelementen gebildet; auch zeigen die Wände der ersteren spiralige Verdickung, wie die Luftwurzeln von *Orchideen* und *Aroïdeen*, und communiciren durch grosse Löcher, welche sich später in ihren Membranen bilden, untereinander und mit der atmosphärischen Luft. Dadurch erscheinen die Zellen des Hautgewebes sehr scharf von denen des Innengewebes gesondert, was häufig auch dadurch hervorgebracht wird, dass sie durch ihre Lagerung oder Gestalt sich schroff von den Grundgewebezellen abheben (Fig. 208).

Fig. 205.

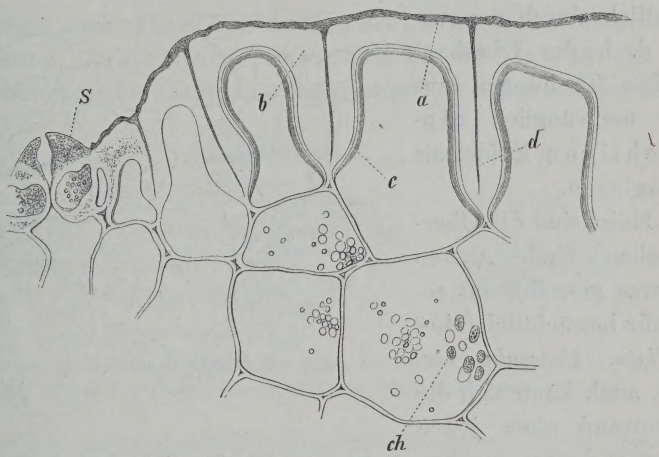


Vergrösserung 170. Querschnitt durch das Stämmchen von *Gymnostomum curvirostrum*. *h* Hautgewebe, *g* Grundgewebe.

Wenn auch gestaltlich meist allmälig in das Innengewebe übergehend, zeigt demnach doch — wie diese wenigen Beispiele zeigen — auch das Hautgewebe der *Thallophyten* eine grosse Mannigfaltigkeit.

Bei den höher organisirten Gewächsen (Gefässpflanzen), ist dagegen das Hautgewebe stets mehr oder minder scharf von dem Grundgewebe geschieden, und insbesondere die äusserste Zellschichte desselben, die Oberhaut oder Epidermis, durch Form und Bau ihrer Zellen, durch das Auftreten von Spaltöffnungen u. s. w. als völlig selbstständiges Gewebe-System charakterisirt.

Fig. 206.



Vergrösserung 390. Querschnitt durch die Oberhaut der Blattoberseite von *Piper rubricaule*. *a* Cuticula, *b* Cuticularschichten, *c* innerste Cellulosehaut, *d* Trennungsschicht von je zwei Oberhautzellen, *ch* Chlorophyllkörner, *s* eine Spaltöffnung.

§. 40. Die Oberhaut oder Epidermis[1]).

Die Zellen, aus denen sich die Oberhaut der höheren Gewächse zusammensetzt, sind in der Regel tafelförmige[2]), nur Wasser

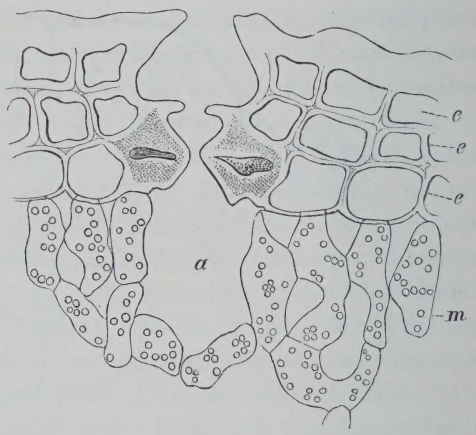
[1]) Die Unterscheidung der Epidermis in Epithelium (Blumenblätter), Epiblema (Wurzeln) und Epidermis (gewöhnliche Blätter), wie es Schleiden vorschlug, ist unnöthig, und im Schleiden'schen Sinne derzeit gar nicht mehr haltbar. Zwar erscheint die Oberhaut in geschlossenen Höhlen (des Innern) etwas anders, als in den der Luft ausgesetzten Theilen, und hier wieder anders als in Berührung mit Wasser oder Erde; doch weder das Vorhandensein oder Fehlen von Spaltöffnungen, noch der verschiedene Grad der Membranverdickung etc. sind da verlässliche, geschweige denn ausschliessliche Merkmale.

[2]) An Samen häufig prismatisch, an rasch in die Länge wachsenden Pflanzentheilen fast ausnahmslos mehr oder minder langgestreckt (*Monocotylen*), an dicotylen Blättern meist isodiametrisch, polyëdrisch, mit welliger Contour u. s. w.

oder gefärbte Säfte, in seltenen Fällen aber auch Chlorophyll (Farne, *Ephedra*; von *Phanerogamen* besonders Wasserpflanzen), oder Krystalle (*Citrus*, *Vanilla*, *Piperaceen*) führende Elemente, ausgezeichnet durch den ausserordentlich innigen Anschluss an einander [1]), der erst später, und zwar nur durch die Spaltöffnungen (§. 44) hie und da Unterbrechungen erleidet.

In der Regel (Fig. 206) besteht die Epidermis aus einer einzigen Zellschicht, nur bei einigen Pflanzenfamilien (*Ficus*, *Piper*, *Begonia* etc.) erscheint sie aus mehreren Zelllagen zusammengesetzt (Fig. 207), und wird dann als mehrschichtige Oberhaut unterschieden, jedoch nur in dem Falle, wenn die mehrfachen Lagen sämmtlich durch tangentale, d. i. der Oberhaut parallele Theilungen aus einer ursprünglich einschichtigen Epidermis hervorgingen.

Fig. 207.



Vergrösserung 300. Querschnitt durch das Blatt von *Ficus elastica* mit dreischichtiger Epidermis (*e*); *m* Mesophyll; *a* Athemhöhle unter der Spaltöffnung.

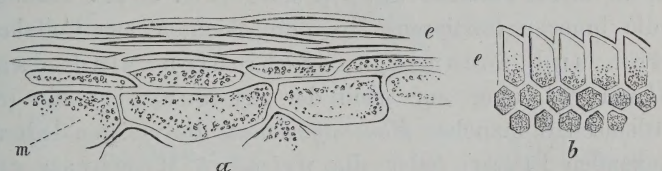
Meist sind die Oberhautzellen nach Aussen zu etwas gewölbt, oft sogar sehr beträchtlich (*Aloë perfoliata*, *Crassula coccinea*), auch kann sich die Aussenwand einer jeden Zelle zu mehreren, warzen- oder zizenförmigen Fortsätzen erheben (*Gladiolus communis*); nicht selten zeigt sie (besonders an Blättern) Grübchen, in deren Grunde ein einfaches (*Nymphaea*, *Acrostichum*) oder ein Köpfchenhaar sitzt (*Piperaceen*), oder die mit einer schmierigen, harzigen Substanz gefüllt sind (*Piper*-Arten), und oft von eigenthümlich gebauten und gestalteten Epidermiszellen umgeben werden. Bei den Gräsern wechseln meist grosse, langgestreckte Zellen mit kurzen in der Flächenansicht quadratischen — Kurzzellen — ab, die entweder einzeln oder paarweise zwischen je zwei langen liegen u. s. w. So verschieden übrigens die Gestalt, Grösse etc. der Oberhautzellen bei einer und derselben Pflanze an den verschiedenen Organen sein können, so constant bleiben sie sich an denselben Organtheilen, so

[6]) Mit den unterliegenden Grundgewebszellen ist der Verband lockerer, oft (besonders bei *Monocotyledonen*, *Crassulaceen* etc.) so locker, dass sich die Oberhaut leicht als geschlossenes Häutchen auf grosse Strecken hin abziehen lässt.

dass sie für die Erkennung und Prüfung von Papier, Geweben u. dgl. von grösster Wichtigkeit werden.

In seltenen Fällen (*Viscum*, *Ilex*) bleiben die Epidermiszellen bis in ein spätes Alter in meristematischem Zustande; meist werden sie bald stationär und gehen in Dauergewebe über; ihre Membran zeigt später in der Regel einseitige Verdickung in der Weise, dass dieselbe nach Aussen hin weit mächtiger als nach Innen entwickelt erscheint[1]); sehr allgemein werden diese Wandungen durch zahlreiche Porencanäle unterbrochen[2]) (Nadeln von *Pinus sylvestris*[3]), junge Triebe von *Rosa canina*, *Cycas*-Blättchen, Samenschalen[4]) [Fig. 215] etc.), auch wohl spiralig oder netzförmig verdickt (Oberhaut von Blatt und Stengel vieler *Orchis*-Arten. Vergl. auch Fig. 74 und Fig. 213), und früher oder später zerfällt durch Cuticularisirung (S. 64 ff.) der anfangs aus Cellulose bestehenden Haut, die Aussenwand der Epidermiszellen in

Fig. 208.



Vergrösserung 300. *a* Oberhaut vom Blatte von *Bryum turbinatum*. Die Oberhaut (*e*) geht allmälig in das Mesophyll (*m*) über; *b* desgleichen vom Blatte von *Fissidens taxifolius*.

drei deutlich unterscheidbare Membranschichten, deren äusserste, chemisch am meisten veränderte (Fig. 206 *a*), als Cuticula[5]) unterschieden wird. Die unter der Cuticula liegenden Membranschichten (Fig. 206 *b*) zeigen sich im Allgemeinen um so weniger chemisch verändert, je näher sie den innersten, meist noch aus

---

[1]) Bei *Bromeliaceen* ist häufig das Umgekehrte der Fall.

[2]) Schacht, H. „Die Pflanzenzelle." Berlin 1852. Taf. X, Fig. 1, 2, 3 etc.

[3]) Bei *Pinus* und *Abies* reichen sie nach Dippel bis zur Cuticula, sonst enden sie an den Cuticularschichten.

[4]) Bei manchen Pflanzen (*Pisum sativum*) sind die Oberhautzellen der Testa in ihrer oberen und unteren Hälfte verschieden ausgebildet.

[5]) Brongniart, A. „*Ann. des sc. natur.*" *II. Sér. I. pag.* 65. Nach Frank („Beiträge zur Pflanzen-Physiologie." 1868. *pag.* 155) soll nur die erste Entstehung der Cuticula an einem Orte, wo es bis dahin keine gegeben hat, durch chemische Metamorphose der Zellhaut in Cuticular-Substanz geschehen, später durch Flächenwachsthum der Cuticula selbst; sie wäre daher als directe Neubildung zu betrachten. — Ich konnte mich in keinem Falle von der Richtigkeit dieser Anschauung überzeugen.

reinem Zellstoffe bestehenden Membranschichten (Fig. 206 c) anliegen, man nennt sie Cuticularschichten[1]). Behandlung mit Jodlösung und Schwefelsäure lässt die drei Lagen besonders scharf hervortreten, da dann die Cuticula gelbbraun bis braun, die Cuticularschichten gelb, und die innerste Membranlamelle blau gefärbt erscheinen.

Cuticula und Cuticularschichten zeigen eine grosse Widerstandsfähigkeit gegen äussere Einflüsse[2]), ja die erstere wird in vielen Fällen nicht einmal von concentrirter Schwefelsäure und Aetzkali angegriffen, und lässt sich bei vorsichtiger Behandlung macerirter Pflanzentheile (Präparate) mit diesem Reagens, als geschlossenes Häutchen erhalten (Lebermoose, Farnkräuter, *Cycadeen*). Manchmal fehlen die Cuticularschichten (viele *Liliaceen* und *Aroïdeen*, *Umbelliferen*, *Dipsaceen*, einheimische *Orchideen*, *Zea Mais*, Blätter von Laub- und Lebermoosen), die Aussenwand der Oberhautzellen besteht, bis auf die auch hier vorhandene Cuticula, in ihrer Totalität aus Cellulose (Fig. 33 *A*). Häufig[3]) bestehen die inneren (tertiären) Membranschichten aus Cellulose, die primären und secundären Schichten sind dagegen cuticularisirt, aber nur nach der Aussenseite hin (Stengel und Blüthenschaft mancher *Monocotyledonen*, die meisten lederartigen und glänzenden Blätter), oder die primäre Membran cuticularisirt bis hinab in die Seitenwände der Epidermis (Blattnerv von *Nerium*, Blatt von *Aloë*, *Gasteria*, *Ruscus* etc., Fig. 206). Auch kann es vorkommen, dass alle Membranschichten der oberen Zellhälfte cuticularisiren, die ganze untere Hälfte der Oberhautzellen aber Cellulosewandungen besitzt (*Ilex Aquifolium*, *Piper obtusifolium*, jüngere Stengelglieder von *Viscum* und *Urostigma*), oder dass die primären, eventuell auch die secundären Membranschichten im ganzen Umfange cuticularisiren, die tertiären dagegen uncuticularisirt bleiben (Stengel von *Ephedra*, Epidermis von *Cycas*), oder dass endlich alle Membran-

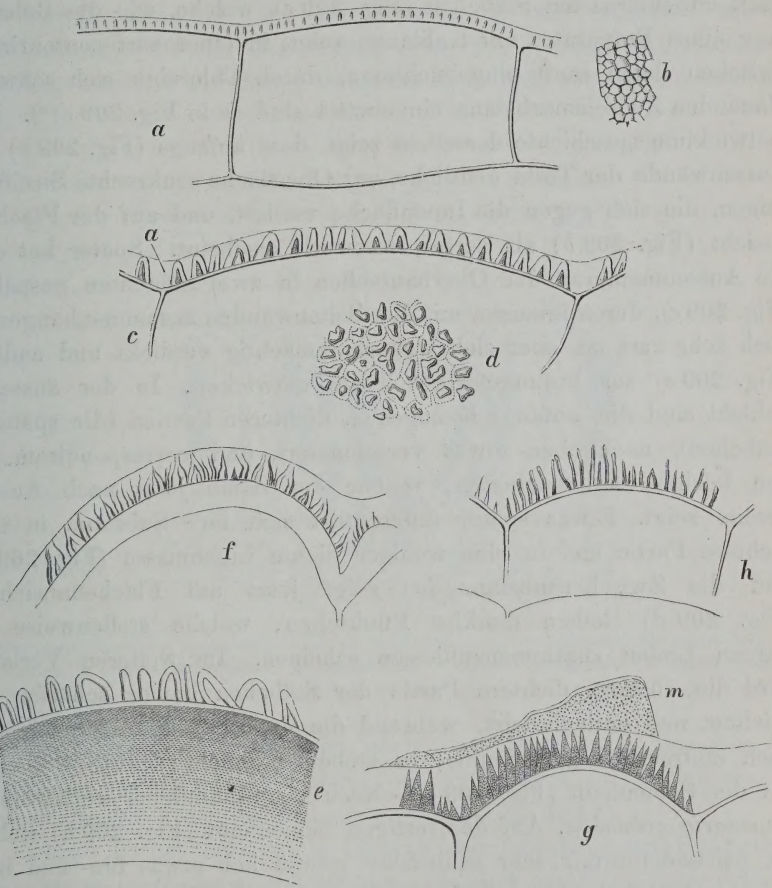
[1]) Mohl, H. „Botan. Zeit." 1849. Stück 33. Durch Behandlung mit Schwefelsäure und Aetzkali erscheinen sie geschichtet — daher der Name.

[2]) Die Versuche von Just („Mitth. aus d. pflanzenphys. Lab. zu Karlsruhe." 1874. S. 11 ff.) zeigen, welch' grossen Widerstand das Hautgewebe der Verdunstung entgegensetzt. Nach Barthélémy („*Ann. des sc. nat.*" 5. *Sér. XIX.* 1874. *pag.* 101 ff.) sind indess auch cuticularisirte Oberhäute für Gase leicht permeabel, und zwar gehen Kohlensäure zehnmal, Sauerstoff zweimal leichter als Stickstoff durch dieselben. Für den Gasaustausch sind demnach die Spaltöffnungen nicht geradezu unerlässlich.

[3]) Wigand, A. „Intercellular-Substanz und Cuticula." 1851. *pag.* 50 ff. Dippel, L. „Das Mikroskop." II. 1872. *pag.* 171 ff.

schichten in ihrer Totalität cuticularisiren, ja nicht selten sogar auch die nächst unterliegenden Zellen (*Arbutus Unedo*, *Bambusa arundinacea*, *Phormium tenax*, Nadeln von *Pinus sylvestris*, ältere Stengelglieder von *Viscum* und *Urostigma* etc. [Fig. 33 *B*]), so dass bei Maceration dann ein ganzes Cuticularnetz

Fig. 209.



Vergrösserung 650. *a—e* Entwickelung der Cuticulargebilde an der Samenhaut von *Elisanthe noctiflora*; *f—h* desgleichen von *Saponaria ocimoides*. (Nach Hegelmaier.)

übrig bleibt. Ganz allgemein cuticularisiren auch die Wandungen der Schliesszellen (§. 44) an der der Spalte anliegenden Fläche, sowie die, die Athemhöhle begrenzenden Wände der Mesophyllzellen, ebenso ist es ein äusserst verbreitetes Vorkommen, dass durch localisirtes, centrifugales Dickenwachsthum der Aussenhaut von Oberhautzellen mannigfaltige, als Warzen, Leisten, Höcker u. dgl. (Fig. 25

bis Fig. 28) ihr aufsitzende Gebilde entstehen, die man als Cuticularknoten zusammenfasst [1]).

Ganz eigenthümliche Cuticulargebilde zeigt die Samenhaut (*Testa*) mancher Pflanzen, insbesondere bei *Caryophylleen*, einigen *Liliaceen* (*Haemerocallis*, *Allium* etc.) [2]). So ist die Oberfläche des Samens von *Elisanthe noctiflora* bedeckt mit zahlreichen, etwa 8 μ hohen, gelblichen, das Licht stark brechenden, palissadenförmigen, stark cuticularisirten Stäbchen (Fig. 209 *e*), welche, wie die Behandlung eines Präparates mit Kalilauge zeigt, in einer zart contourirten, zwischen ihnen sanft eingebuchteten, durch Chlorzink sich schwach bläuenden Zwischensubstanz eingebettet sind (*a* in Fig. 209 *c*) [3]). Die Entwicklungsgeschichte derselben zeigt, dass anfangs (Fig. 209 *a*) die Aussenwände der Testa deutliche, zur Oberfläche senkrechte Streifung zeigen, die sich gegen die Innenfläche verliert, und auf der Flächenansicht (Fig. 209 *b*) als zartes Netzwerk erscheint. Später hat sich die Aussenmembran der Oberhautzellen in zwei Schichten gespalten (Fig. 209 *c*), deren innerste, mit den Seitenwänden zusammenhängende, noch sehr zart ist, aber sich weiterhin mächtig verdickt und endlich (Fig. 209 *e*) zur braungefärbten Testa entwickelt. In der äusseren Schicht sind die, anfangs homogenen, dichteren Partien (die späteren Stäbchen), nach oben etwas verschmälert, und correspondiren mit den leichten Erhabenheiten, welche der Same jetzt nach Aussen bereits zeigt. Etwas später differentiirt sich ihre Substanz in eine dichtere Partie und in eine weniger dichte Innenmasse (Fig. 209 *c*), und die Zwischensubstanz (*a*) zeigt jetzt auf Flächenansichten (Fig. 209 *d*) Reihen dunkler Pünktchen, welche stellenweise zu kurzen Linien zusammenzufliessen scheinen. Im weiteren Verlaufe wird die äussere, dichtere Partie der Stäbchen immer schärfer gezeichnet und cuticularisirt, während die Zwischensubstanz nach und nach eintrocknet (schrumpft); es stehen nunmehr isolirte Stäbchen auf der Samenhaut (Fig. 209 *e*). Noch eigenthümlicher verhält sich *Saponaria ocimoides*. Auf der fertigen Samenhaut (Fig. 209 *h*) stehen da, palissadenförmig, sehr zahlreiche, gewöhnlich etwas hin- und hergebogene, cuticularisirte Stäbchen, zwischen denen man durch Kalilauge ebenfalls die Zwischensubstanz sichtbar machen kann (Fig. 209 *f*). Die Entwicklung dieser Gebilde ist anfangs ganz wie bei *Elisanthe*;

---

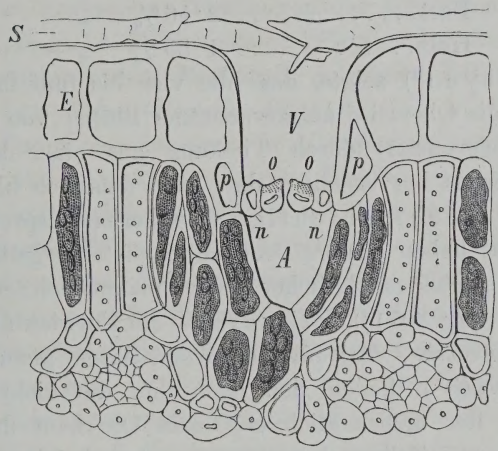
[1]) Cohn, F. „*Linnaea.*“ 1850. *pag.* 337.
Derselbe. „*Nov. act. ac. caes. L. C. nat. cur.*“ XXII. Tab. II.

[2]) Hegelmaier, F. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.“ IX. 1874. *pag.* 286 ff.
Lohde, G. „Bot. Zeit.“ 1875. *pag.* 182 ff.

[3]) Offenbar wird dieselbe dadurch sichtbar, dass sie — vorher eingetrocknet, durch das Reagens wieder aufquillt.

später, nachdem sich die Aussenwand in eine zarte äussere und eine dicke innere Schicht gesondert hat, löst sich die erstere allmälig von den Zellen los, und es bildet sich in letzterer eine zarte innerste Schicht aus (Fig. 209 *g*). Diese innerste Schicht schwillt nun immer mehr an (Fig. 209 *f*), und zu gleicher Zeit treten an Stelle der zusammenhängenden, kegelförmigen, dichteren Membransubstanz (Fig. 209 *g*), Gruppen dünner, cuticularisirter Streifen (Fig. 209 *f*). Es ergreift also hier die Cuticularisirung nur einzelne, schmal streifenförmige Stücke der früher (Fig. 209 *g*) breit kegelförmigen Areolen, während die übrige Substanz derselben, sowie die Zwischen-

Fig. 210.



Querschnitt durch die Stamm-Epidermis von *Restio diffusus*. *o* Schliesszellen der Spaltöffnung; *n* innere, *p* äussere Nebenzellen. *A* Athemhöhle. *V* Vorhof. *E* Oberhaut. *S* Aussenschicht. (Nach Pfitzer.)

substanz, davon ausgeschlossen bleiben. Letztere trocknet, wie bei *Elisanthe*, weiterhin immer mehr ein, und bringt schliesslich die erwähnte Sculptur der Samenhaut zuwege (Fig. 209 *h*).

Eine höchst auffallende Bildung der Oberhaut hat Pfitzer[1]) bei einigen *Restionaceen* aufgefunden. Da sind nämlich (*Restio diffusus*) die grossmaschigen Epidermiszellen (Fig. 110 *E*) überlagert von einer fast structurlosen, ablösbaren, ziemlich dicken Masse (er nennt sie Aussenschicht), die auch über die Lücken oberhalb jeder Spaltöffnung hinweggeht (Fig. 210 *S*), und daselbst nur eine schmale, meist schief verlaufende Spalte freilässt. Diese Masse besteht aus Cellulose und cuticularisirt nicht, während diess bei der äussersten Schicht der Aussenwand der Oberhautzellen in hohem Grade der

[1]) „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." VII. *pag.* 561 ff.

Fall ist, so dass also hier eine Cuticula inmitten zweier Zellschichten oder innerhalb einer Zellhaut — je nachdem man diese Masse als selbstständige Schicht bis zum Verschwinden des Lumens verdickter Zellen, oder aber als einen Theil der Wand der Epidermiszellen deutet — auftreten würde.

Die Oberhautzellen enthalten unter allen Gewebe-Arten die grössten Mengen von Mineralbestandtheilen, welche theils in ihrer Wand, theils in ihrem Inhalte abgelagert werden. Isolirt man mechanisch die Gewebe von *Solidago canadensis* und verascht sie einzeln, so erhält man [1]) für:

Epidermis	10·52%	Asche
Grundgewebe	3·96%	„
Bast	2·46%	„
Holz	1·55%	„

Schon Meyen [2]) zeigte, dass die vier bis fünf farblosen Zelllagen, welche die Oberseite ausgewachsener Blätter von *Ficus elastica* nach aussen begrenzen, durch Theilung aus einer anfangs einfachen Epidermis hervorgehen, dass man demnach hier von einer mehrfachen (mehrschichtigen) Oberhaut sprechen müsse, und in der That haben spätere Beobachtungen eine ganze Reihe von Pflanzen mit solcher mehrfacher oder mehrschichtiger Oberhaut kennen gelehrt (Fig. 207) [3]). Pfitzer hat die Entwicklung derselben bei *Ficus*-, *Peperomia*-, *Begonia*- und *Restio*-Arten genau verfolgt [4]). Bei *Ficus australis* [5]) theilen sich nach ihm die nicht Cystolithenhaltigen Zellen der ursprünglich einfachen Oberhaut durch tangentale Wände in zwei Zellen, deren innere schon bei ihrer Entstehung von der äusseren an Grösse übertroffen wird. Letztere theilt sich noch einmal, und die äusserste ihrer Tochterzellen abermals. Alle Schichten dieser mehrfachen Oberhaut theilen sich weiterhin, um dem Wachsthume des Blattes nachzukommen, noch vielmals durch radiale Wände, und zwar die äussersten Schichten durch zahlreichere,

---

[1]) Wiesner, J. „Oesterr. botan. Zeitung." 1860. Nr. 10.

[2]) Müller's „Archiv". 1839. *pag.* 264.

[3]) Sanio, C. „Botan. Zeit." 1862. *pag.* 213 ff.
Pfitzer, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." VIII. *pag.* 16 ff.

[4]) *Agave americana* und *Rochea falcata*, denen man eine mehrschichtige Epidermis vindicirte, haben eine solche nach Pfitzer nicht, sondern bei *Agave* hat die eigenthümliche Verdickung der Aussenwand der stets einfachen Oberhaut, bei *Rochea* stark verdickte, einzellige Haare Veranlassung zu einer falschen Auffassung gegeben.

[5]) *Ficus lutescens* und *ulmifolia* behalten an der Blattunterseite stets ihre ursprünglich einfache Epidermis; *Ficus truncata* und *Ficus barbata* an beiden Blattflächen.

wie die inneren, daher denn auch ihre Zellen die kleinsten sind (vergl. Fig. 30, *pag.* 25). In anderer Weise, nämlich durch fortgesetzte Theilungen der inneren Tochterzelle oder durch Theilungen sowohl der inneren als der äusseren Tochterzelle der ursprünglich einfachen Oberhaut, erfolgt auch die Bildung der mehrschichtigen Oberhaut bei *Begonien*, desgleichen das mehrschichtige, oft aus sechs bis acht und mehr Zelllagen bestehende, chlorophyllfreie sogenannte Wassergewebe [1]) der Blattoberseite von *Piper*-Arten. Dieses Wassergewebe, wie es z. B. *Piper pulchellum*, *inaequaliaefolium*, *rubricaule* etc. zeigen, übertrifft oft an Dicke um das Vielfache das Chlorophyll führende eigentliche Mesophyll, das häufig nur eine ganz schmale Zone bildet.

Es entsteht demnach eine mehrschichtige Oberhaut entweder durch fortgesetzte Theilungen der äussersten Zelllage, also durch centrifugale Theilungsfolge (*Ficus*), oder aber durch Theilungen der zunächst dem Mesophyll gelegenen Zellschicht, also in centripetaler Weise (*Begonia*, *Piper*) [2]).

Häufig findet man in einer im Allgemeinen einfachen Oberhaut einzelne tangental getheilte Zellen — also zwei Schichten — vor, oder umgekehrt, es bleiben in einer mehrschichtigen Epidermis einzelne Zellen ungetheilt (*Gireoudia manicata*, *Arbutus Unedo*, *Cyanotis zebrina*, *Ephedra altissima* etc.), immer aber wird man die sämmtlichen, aus Theilungen der Oberhautzellen hervorgegangenen Gewebsschichten als ein Ganzes betrachten müssen, das man eben als mehrschichtige Epidermis bezeichnet.

Oefters kommt es auch vor, dass die Oberhautzellen sich durch nachträgliche, auf die tangentalen senkrechte, d. i. radiäre Wände weiter theilen, und Pfitzer hat vorgeschlagen, solche Bildungen als gefächerte Epidermis zu unterscheiden [3]) (Stamm von *Portulacca oleracea*, Blätter von *Dracaena reflexa* [Fig. 77, *pag.* 64], hypocotyles Glied von *Helianthus annuus*), auch kann eine solche gefächerte Epidermis sich mit einer mehrschichtigen combiniren (manche *Cacteen*, besonders *Rhipsalis funalis*) u. s. w.

Die physiologische Bedeutung mehrfacher, epidermoidaler Schichten, besonders wenn deren innere Lagen als Wassergewebe entwickelt sind, dürfte nach Pfitzer in einer Flüssig-

[1]) Grosse, immer dünnwandige Zellen, die strotzend mit einer wasserhellen Flüssigkeit gefüllt sind — daher der von Pfitzer vorgeschlagene Name.

[2]) Eine rein pathologische tangentale Fächerung der Epidermiszellen hat Woronin („Botan. Zeit.“, 1868, *pag.* 100) in Folge Eindringens einer Zoospore beobachtet.

[3]) Nicht damit zu verwechseln sind die nach Innen vorspringenden Leisten der Oberhautzellen von *Camellia japonica* etc., die ähnliche Bilder geben, aber niemals das ganze Lumen durchsetzen.

keitsaufspeicherung zu suchen sein. In der That gehören die Pflanzen, welche solche chlorophyllfreie Wassergewebe [1]) besitzen (*Begonien*, *Piperaceen*, *Scitamineen*, *Bromeliaceen* etc.), alle den Tropen an, sind entweder Felsbewohner oder *Epiphyten* [2]), oder haben grosse, zarte, unter der Tropensonne sicher stark verdunstende Blätter, also jedenfalls besondere Veranlassung, sich für den Nothfall mit Wasser zu versorgen, indem sie es bei günstigem Wetter in ihren Geweben ansammeln. Ueberdiess kommen solche Wassergewebe vorwiegend der (insolirten) Blattoberseite zu und reflectiren, in Folge ihrer gleichsam spiegelnden Oberfläche, das Licht sehr stark, vermindern also dessen Wirkung und verhindern desgleichen, da Flüssigkeiten schlechte Wärmeleiter sind, das Eindringen von strahlender Wärme in hohem Grade — Alles Schutzmittel gegen eine zu rapide Verdunstung.

In sehr vielen Fällen zeigen die Wandungen, niemals der Inhalt, von Epidermiszellen Wachs und Harz eingelagert, das bei 100° C. [3]) in Tröpfchen ihnen entquillt, häufig auch kann man, der Cuticula auflagernd, eigenthümliche Wachs- oder besser gesagt, Fettüberzüge von in der Regel ganz bestimmter Form und Structur beobachten [4]). In der Regel treten sie auf in Form eines weissen oder blauen, abwischbaren Reifes (*pruina*) der als glauk beschriebenen Pflanzentheile [5]), oder als zarte, glänzende (Wachs-) Fettschicht (Oberseite wachsglänzender Blätter: *Ficus*, *Tilia*,

[1]) Ganz im Innern des Mesophylls gelegene chlorophyllfreie Wassergewebe besitzen die Phyllodien mancher *Acacien*, sowie die senkrecht gestellten Blätter von *Callistemon-*, *Mesembryanthemum-* und *Aloë*-Arten.

[2]) Pflanzen, die auf anderen Gewächsen leben, ohne indess auf ihnen zu schmarotzen.

[3]) Man erwärmt das Präparat sammt dem Objectträger über einem feinen Drahtnetze.

[4]) Bary, A. de. „Bot. Ztg." 1871. *pag.* 130 ff.
Wiesner, J. „Bot. Ztg." 1871. *pag.* 774. — „Bot. Ztg." 1876. *pag.* 225 ff.

[5]) Das Mehl von weisser, hell- oder goldgelber Farbe auf der Oberfläche vieler Pflanzen (der sogenannten Gold- und Silber-Farne: *Gymnogramme*, *Pteris* etc., mehliger Primeln: *Primula farinosa*, *muricata*, *marginata* etc.) ist im Bary'schen Sinne davon auszuschliessen, da es sich nach Göppert („*Nova acta* etc." XVIII. Suppl. I. 206) bereits in kaltem Alkohol löst, während de Bary als Criterium für seine Wachsüberzüge die Schmelzbarkeit unter 100° C., Unlöslichkeit in kaltem, leichte und vollständige Löslichkeit dagegen in kochendem Alkohol fixirt. Nachdem aber Wiesner gezeigt (vergl. *pag.* 343), dass die Mehrzahl der sogenannten Wachsüberzüge echte Fette enthalten, deren ja viele (Stearinsäure etc.) sich bereits in kaltem Alkohol lösen, ja dass sie bei vielen Pflanzen der Hauptmasse nach aus solchen bestehen, wird man den Begriff der Wachs- oder, wie er vorschlägt, Fettüberzüge wohl erweitern und die eben genannten mehligen Beschläge mit hineinziehen müssen.

Populus etc.), oder als mehr oder minder mächtige Schuppen oder Krusten (*Myrica*, *Ceroxylon* etc.).

Die häufigste Form der Fettüberzüge, der sogenannte Reif oder Duft, stellt sich bei genügender Vergrösserung als eine aus kleinen Körnchen oder Stäbchen bestehende Masse dar, welche entweder als einfache Schicht (einfacher Körnerüberzug de Bary's: Blätter und Stengel vieler *Irideen* und *Liliaceen*, Blätter von *Brassica-*, *Dianthus-*, *Linum-* und *Mesembryanthemum*-Arten, von *Stillingia*, *Saccharum*, *Sorghum* etc.) oder aber in mehr oder weniger dicken Lagen gehäuft erscheinen (gehäufter Wachsüberzug de Bary's: als Nädelchen oder Stäbchen: die weiss belaubten *Eucalypten* und *Acacien*, viele Gräser [*Secale cereale*, *Elymus arenarius*] etc., oder als Körnchen: *Kleinia ficoides*, *Ricinus communis*, bereifte *Coniferen*-Blätter).

Die Körnchen des einfachen Körnerüberzuges sind bis 1 μ gross, rundlich, oder nach einer Richtung etwas gestreckt und dann mit dem grösseren Durchmesser senkrecht auf der Epidermis stehend (*Galanthus*, *Allium fistulosum*), meist dicht aneinander, aber gleichmässig vertheilt, oder in Längsreihen auf den Cuticularleisten geordnet (*Linum austriacum*), auch wohl bis zur festen, seitlichen Berührung einander genähert (*Tulipa sylvestris*, *Dianthus Caryophyllus*, Reif der Pflaumen- und Zwetschkenfrüchte etc.), oder stellenweise durch grosse Zwischenräume von einander getrennt (Stengel mancher *Stapelien*, Blattoberseite von *Tropaeolum majus*, *Vitis vinifera*, *Begonia*-Arten), oder um die Spaltöffnungen dichter gruppirt (*Pinus*, *Agave*).

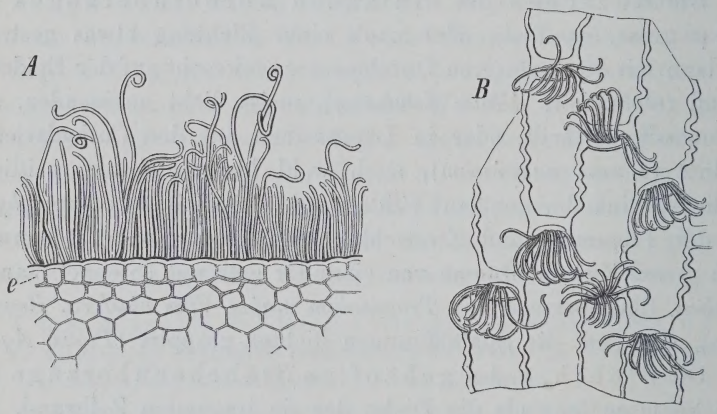
Die Stäbchen der gehäuften Stäbchenüberzüge sind meist kaum so lang als die Dicke der sie tragenden Zellwand, weit unter 1 μ breit, und stehen in der Regel schräg und etwas zwischen einander geschoben (*Elymus*, *Secale*), selten nahezu senkrecht auf der Cuticula (*Acacia*); häufig bilden sie, nach allen Richtungen durcheinandergeworfen, ein unordentlich mehrschichtiges Haufwerk (*Encephalartos*, *Andromeda*, *Eucalyptus*, *Lonicera*). Dasselbe, oft an verschiedenen Punkten ungleich mächtige Haufwerk zeigen die weit unter 1 μ Durchmesser haltenden Körnchen des gehäuften Körnchenüberzuges von *Kleinia* und *Ricinus*.

Die Farbe des für sich betrachteten Reifes ist stets weiss (farblos); er ist trübe durchscheinend und lässt die von, unter ihm liegenden, Geweben reflectirten Lichtstrahlen zum Theile durch (daher die scheinbar blaue oder rothe Farbe desselben bei *Prunus*-Früchten, *Calandrinia*-Blättern etc.).

Diesen weitest verbreiteten Fettüberzügen reiht sich das von de Bary als Stäbchenüberzug bezeichnete Vorkommen an. Es

wird gebildet von dünnen, oben haken- oder S-förmig gekrümmten, verbogenen, oft eingerollten, etwa 1 μ dicken, aber bis 150 μ und darüber langen Stäbchen, welche senkrecht auf die Cuticula gestellt sind (Fig. 211), und zwar (bei *Monocotyledonen*) entweder palissadenförmig, dicht nebeneinander, die Spaltöffnungen stets und meist auch deren Nebenzellen freilassend (*Heliconia farinosa*, *Musa*- und *Canna*-Arten, viele *Scitamineen*, *Gramineen* [Fig. 211 *A*] etc.), oder aber auf den, die Nebenzellen derselben begrenzenden Oberhautzellen dicht aufsitzend und die gekrümmten Enden sämmtlich gegen die Spaltöffnung hin convergirend (*Strelitzia ovata*) oder aber lediglich den Kurzzellen (*pag.* 330) der Epidermis aufsitzend (*Coix Lacryma* [Fig. 211 *B*], *Sorghum*-Arten etc.). — Bei *Dicotyledonen* er-

Fig. 211.



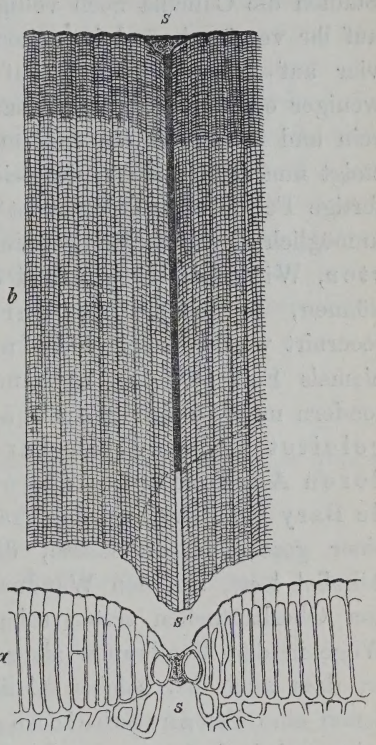
Fettüberzüge der Oberhaut. *A*. Vergrösserung 142. Querschnitt durch einen Stengelknoten von *Saccharum officinarum*, *e* Epidermis. *B*. Vergrösserung 230. Flächenansicht der Oberhaut von *Coix Lacryma*. (Nach de Bary.)

scheint der Stäbchenüberzug an den Früchten von *Benincasa cerifera*, wo er ebenfalls die Spaltöffnungen und deren Nebenzellen frei lässt, aus in mehreren Etagen übereinanderliegenden, an den Berührungsflächen der einzelnen Etagen knotenförmig verdickten Stäbchen gebildet; an den Blättern von *Cotyledon orbiculata* besteht er aus längeren (10 μ) Stäbchen, deren innere, der Epidermis zugekehrte Enden durch ein der Cuticula aufliegendes zartes, glashelles, homogenes Wachshäutchen verbunden sind.

Die Stäbchen selbst sind in allen Fällen entweder cylindrisch oder plattgedrückt, völlig farblos und ziemlich spröde, mehr oder weniger durchsichtig und (die grösseren wenigstens) parallel ihrer Längsrichtung gestreift.

Als letzte Hauptform der Fettüberzüge ist endlich die der zusammenhängenden membranartigen Schichten oder Krusten zu bezeichnen, zu welchen die oben (*pag.* 339) erwähnten Körnerüberzüge von *Tulipa*, *Dianthus* etc. den Uebergang bilden. Auch hier können mehrere Formen unterschieden werden. Entweder es ist ein Fettüberzug in Form einer dünnen (etwa 1 μ), spröden, daher meist rissigen, homogenen Haut vorhanden, welche wie eine durchsichtige Glasur die Cuticula überzieht, die Spaltöffnungen frei lässt, oder dort mindestens von verschwindender Dicke erscheint, und von de Bary als spröde Glasur bezeichnet wird. Sie findet sich vorwiegend an grünen Theilen fetter, saftiger Pflanzen (*Sempervivum*-Arten, cactusähnliche *Euphorbien*, Laub von *Thuja*-Arten [1]) etc.), oder aber der Wachsüberzug bildet mehr weniger mächtige, zusammenhängende, die Spaltöffnungen frei lassende, geschichtete und gestreifte Krusten — Wachskrusten de Bary's (*Euphorbia canariensis* [bis 70 μ dick], *Myrica*-Früchte [über 50 μ], *Panicum turgidum* [etwa 30 μ], *Klopstockia cerifera* [2]) [bis 5^{mm}] etc. [3]). Diese Krusten bestehen aus dicht und senkrecht zur Oberfläche gestellten prismatischen Stäbchen, welche durch Streifen einer durchsichtigeren Substanz mit einander verbunden sind und — etwa wie

Fig. 212.



Vergrösserung 116. Querschnitt durch die Epidermis (*a*) von *Klopstockia cerifera* mit einer Spaltöffnung (*s*) und einem Stück des Wachsüberzuges (*b*), welches auf *a* passt und dementsprechend über *a* gestellt ist. *s'* und *s''* der zur Spaltöffnung führende Canal, bei *s''* durchgeschnitten, oben, wo der Schnitt dicker ist, unversehrt und durch Luft und Pilzgehalt dunkel. (Nach de Bary.)

[1]) Oft finden sich, gleichsam als Trümmer eines sehr zarten Häutchens, dünne Blättchen oder Schüppchen auf nicht bereiften, selbst glänzenden Epidermisflächen (*Cereus alatus*, *Opuntien*, Blatt von *Portulacca oleracea*, Blattoberseite von *Taxus baccata* etc.).

[2]) Karsten, H. „Poggendorff's Annalen." Bd. CIX. 1860. *pag.* 643. Taf. IV.

[3]) Aehnliche Ueberzüge fand de Bary auch an *Chamaedorea*- und *Kerria*-Arten.

die Zellhaut — Streifungen in horizontaler, verticaler und schiefer Richtung zeigen (Fig. 212).

De Bary hat[1]) die Entwicklung dieser Fettüberzüge bei *Heliconia farinosa* u. A. verfolgt. Man sieht da, wie in jungen Stadien die Cuticula noch völlig frei von Stäbchen ist. Später treten auf ihr vereinzelt und in weiten Abständen, ordnungslos, je zwei bis vier auf Einer Zelle auf, auf der einen mehr, auf der nächsten weniger oder keine. Wischt man sie ab, so bleibt die Cuticula völlig rein und intact, wie sie vordem war, zurück. Die Zahl der Stäbchen steigt nun immer mehr, desgleichen ihre Länge, bis schliesslich der fertige Fettüberzug gebildet ist[2]). Es können die Stäbchen demnach unmöglich durch Stoffumwandlung der Zellhaut sich bilden (Karsten, Wigand, Uloth), und da sie auch nicht von aussen kommen können, so müssen sie durch die Epidermis hindurch secernirt worden sein. Der Inhalt der Oberhautzellen führt aber niemals Fett (Wachs), es kann daher nicht aus diesem stammen, sondern muss in der Membran der Oberhautzellen weitergeleitet und endlich durch die Cuticula hindurch an deren Aussenfläche abgelagert werden. In der That hat de Bary bei Erwärmen der Präparate bis auf 100° C. dicke Tropfen einer geschmolzenen Masse, die beim Erkalten sich in heissem Alkohol löste, aus den Wandungen auch der cuticularisirten Häute von Oberhautzellen treten sehen, das Wachs demnach auf seinem Wege in den Membranen als solches nachgewiesen, zugleich zeigte er, dass auch bei solchen Cuticularmembranen der Epidermis, bei denen eine Fettausscheidung nur spärlich oder gar nicht beobachtet wird, doch äusserst häufig eine Einlagerung desselben in die Zellhaut vorkommt (*Acer striatum* und *Negundo*, *Sophora japonica*, *Hoja carnosa*, *Cycas revoluta*, *Pyrus Malus* etc.)[3]).

Nach Wiesner[4]) haben alle Fettüberzüge, mit Ausnahme der „spröden Glasur“ (*pag.* 341), d. h. also alle geformten, eine krystallinische Beschaffenheit, und zwar sind die „reifartigen“ Ueberzüge kugelige, radialfaserige Krystall-Aggregate, die „Wachsstäbchen“ dagegen wohl als Krystall-Individuen aufzufassen. Sie zeigen deutliche Doppelbrechung und scheiden sich aus ihren Lösungen in Krystallform aus, ihre Substanz muss also an sich schon

---

[1]) *l. c. pag.* 568 ff.

[2]) Bemerkenswerth ist, dass bei *Sorghum*, *Eulalia*, *Coix* etc., nur nicht bei *Saccharum*, sämmtliche Zellmembranen, auf denen das Fett auftritt, und zwar schon bei Beginn seines Erscheinens, vollständig verkieselt sind.

[3]) Wahrscheinlich entsteht es auch in den Zellhäuten.

[4]) *l. c. pag.* 225 ff.

anisotrop sein, da der höchst einfache Schichtenbau der Stäbchen und der plastische Charakter des Pflanzenwachses, der nur geringe innere Spannungen gestattet, nur wenig zur Doppelbrechung beitragen können. Es sind also nach Wiesner die geformten Wachsüberzüge krystallinische Efflorescenzen, beziehungsweise krystallinisch gefügte Krusten von *Glyceriden*, freien Fettsäuren, wachsartigen und vielleicht noch anderen Substanzen. Er hatte nämlich, durch den Nachweis von Acrocoleïnbildung, gefunden, dass insbesondere der „Reif" echte Fette enthalte, oft sogar fast nur aus solchen bestehe, dass demnach auch die in kaltem Alkohol löslichen, mehligen Excretionen, die de Bary von den Wachsüberzügen trennte, zu dem allgemeineren Begriffe von Fettüberzügen gezogen werden müssen. Man erhält dann, mit Beibehaltung der de Bary'schen Terminologie, folgende Gruppirung der so allgemein verbreiteten Fettüberzüge an Pflanzenorganen:

A. Amorphe.

1. Homogene (spröde Glasur);
2. mehlige (Betulorinsäure ausscheidende Ueberzüge junger Birkenzweige).

B. Krystallinische.

I. Krystallinische Efflorescenzen:

1. Einfacher Körnerüberzug;
2. gehäufter Wachsüberzug;
3. Stäbchenüberzug;
4. mehlige Beschläge (Farne, *Primula*-Arten etc.).

II. Krystallinische Krusten:

1. Wachskrusten.

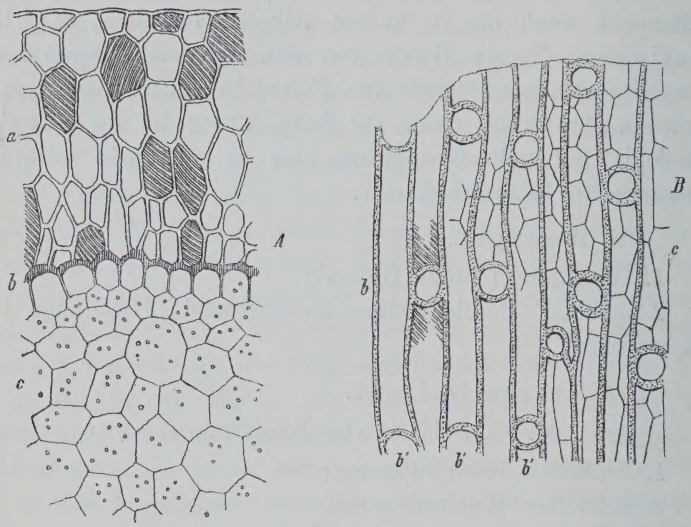
Wird in der Jugend eines Organes dessen Epidermis verletzt, so kann sich dieselbe unter Umständen wieder erneuern, und zwar geschieht diess [1]) in der Weise, dass die Zellen der Wundfläche zunächst einige Lagen von Korkzellen bilden, unter deren schützender Hülle sodann eine, bezüglich der Wandverdickung etc., der normalen Oberhaut völlig gleiche Schicht reproducirt wird.

Eine ganz eigenthümliche Art der echten mehrschichtigen Oberhaut finden wir bei den Luftwurzeln vieler tropischen *Orchideen* und *Aroideen*. Diese Wurzeln sind nämlich nach Aussen hin bekleidet mit einer schwammigen oder pergamentartigen, lufterfüllten, aus 8—20 Zellschichten bestehenden Hülle von Spiral- und

[1]) Pfitzer, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." VIII. *pag.* 42.

Netzfaserzellen [1]), welche man als Wurzelhülle [2]) (*Velamen radicum* [Fig. 50 *A*, *pag.* 42]) bezeichnet, während man die Wurzeln selbst als verhüllte Wurzeln (*Radices velatae*, Schleiden) unterscheidet. Da diese Zellschichten (Fig. 213 *A*, *a*), wie Leitgeb und Nicolai mit aller Evidenz zeigten, durch tangentale Theilungen aus den Zellen der ursprünglich einfachen Wurzeloberhaut entstehen, müssen sie als echte, mehrschichtige Epidermis aufgefasst werden.

Fig. 213.



Vergrösserung 150. Wurzelhülle von *Epidendron elongatum*. *A* Querschnitt, *B* Flächenansicht. *a* Spiralfaserzellen, *b* Endodermis mit tafelförmigen und kegelförmigen (*b'*) Zellen, *c* Parenchymschichten des unterliegenden Gewebes. (Nach Unger.)

---

[1]) Bei *Renanthera* porös verdickt.

[2]) Entdeckt wurde sie von Link („*Elem. phil. botan.*“ *I. Ed. pag.* 393) und später auch von Meyen („Neues System der Pflanzen-Physiologie“, I. 1837, *pag.* 47) beschrieben. Die neueren Arbeiten darüber sind:

Fockens, J. W. „Die Luftwurzeln der Gewächse.“ Göttingen 1857.

Oudemans, C. „Abhandl. d. Akad. d. Wiss. zu Amsterdam. Mathematisch-physikalische Classe.“ 1861.

Leitgeb, H. „Denkschr. d. k. Akad. d. Wiss. zu Wien. Math.-naturw. Cl.“ 1865. XXIV.

Nicolai, J. „Schriften d. phys.-ökon. Ges. zu Königsberg.“ 6. Jahrg. 1865. *pag.* 73 ff.

Pfitzer, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.“ VIII. 1872. *pag.* 39 ff.

In Folge des Luftgehaltes der Wurzelhülle erscheint die Oberfläche der Luftwurzeln (*Orchideen*) dem freien Auge mehr oder weniger weiss gefärbt, nur bei *Aroideen*, wo das Velamen in der Regel nur aur wenigen Zelllagen besteht, lässt es die Chlorophyllschichten der Innenrinde durchschimmern und erscheint desshalb grün.

Die äusseren Zellen derselben — die eigentliche Oberhaut — entwickeln sich nicht selten zu Papillen oder Haaren, welche später abfallen und dann Oeffnungen zurücklassen. Solche Löcher entstehen auch später in den Wandungen der Netzfaserzellen, so dass dadurch das ganze *Velamen radicum* ein vielfach durchlöchertes, schwammartiges Gebilde darstellt, das im Alter oft *in toto* abgestossen wird.

Nach Innen ist die Wurzelhülle begrenzt von einer durch Form und Beschaffenheit abweichenden Zellschicht, welche man als Endodermis unterschieden hat (Fig. 213 *A*, *b*; *B*, *b*, *b'*). Die Zellen derselben sind dünn- oder dickwandige, oft einseitig verdickte (*Pothos*, *Anthurium*, *Epidendron*), langgezogene Zellelemente (Fig. 213 *B*, *b*), zwischen denen einzelne bedeutend kürzere, kleinere, meist dünnwandige eingekeilt sind (Fig. 213 *B*, *b'*) [1]).

Wie schon Fockens angibt, werden die Zellen der Wurzelhülle sehr häufig von Pilzmycelien durchzogen, welche oft bis in die Innenrinde (Fig. 213 *c*) vordringen.

Nicolai hat ein ähnliches *Velamen radicum* auch bei einer Erdwurzel, nämlich bei *Crinum bracteatum*, Pfitzer bei *Crinum americanum* aufgefunden, dessen Zellen indess nicht Luft, sondern Flüssigkeit führen, so dass also da ein unmittelbarer Uebergang zwischen der Wurzelhülle der Luftwurzeln und dem Wassergewebe der mehrschichtigen Oberhäute von Stämmen und Blättern (*pag.* 337) gegeben ist.

Die physiologische Bedeutung der Wurzelhülle verhüllter Wurzeln ist zweifellos darin zu suchen, dass sie in den Maschen ihrer Spiralfaserzellen den Wasserdampf der Atmosphäre condensiren und die so erlangte Flüssigkeit dem darunter liegenden Rindengewebe zuführen. Die Oberfläche der Luftwurzeln ist in der That immer feucht und schlüpfrig anzufühlen [2]).

---

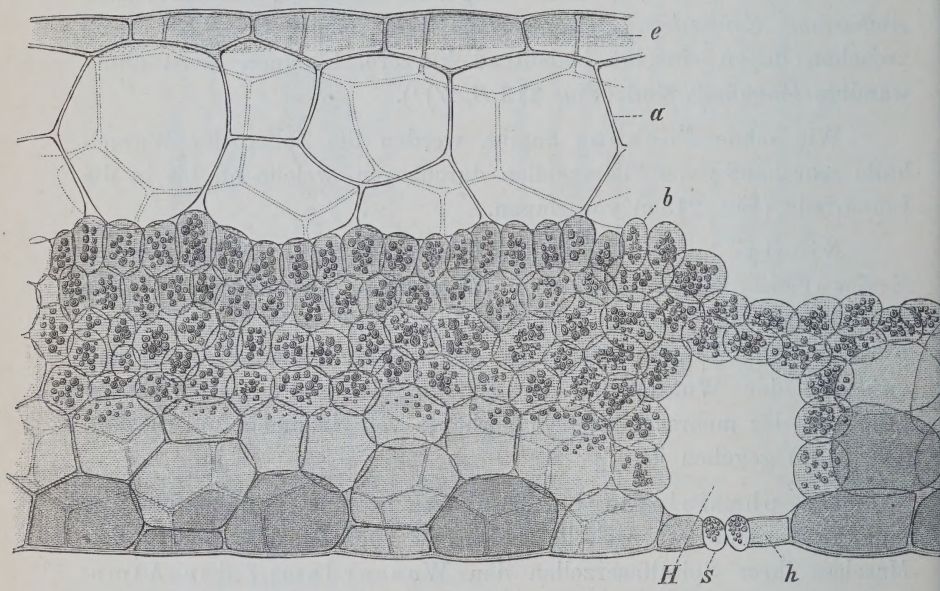
[1]) Schleiden u. A. haben sie für Spaltöffnungen gehalten und daher fälschlich die Endodermis als die eigentliche Oberhaut dieser Luftwurzeln aufgefasst. Ob sie nicht in vielen Fällen als Hypoderma (§. 41) zu deuten sei, muss die genauere Entwicklungsgeschichte lehren.

[2]) Versuche von Unger („Ann. d. Wiener Mus.", 1840, II. — „Sitzungsb. d. k. Akad. d. Wiss. zu Wien", XII.) zeigten, dass eine 17 Zoll lange Luftwurzel von *Epidendron elongatum*, in eine mit Wasserdünsten geschwängerte Luft gebracht, in 24 Stunden mehr als den neunten Theil ihres Gewichtes an Wasser aufnahm, wobei die sonst weisse Pergamentschichte eine grünliche Färbung erhielt (von durchschimmernden Chlorophyllzellen).

§. 41. Hypoderma oder subepidermoidale Gewebeschichten[1]).

Häufig finden sich sowohl unter der einfachen als unter der mehrschichtigen Oberhaut eine oder mehr Zelllagen eines Gewebes, das seinen Ursprung zwar dem Grundgewebe verdankt, später aber so scharf und schroff von demselben geschieden erscheint, auch so augenscheinlich seinen Zusammenhang mit dem Hautgewebe documentirt, dass man es viel eher zu diesem — gleichsam als Verstärkung desselben, wie Sachs treffend bemerkt — als zum Grund-

Fig. 214.



Vergrösserung 300. Querschnitt durch das Blatt von *Tradescantia discolor*. *e* die einfache Oberhaut der Blattoberseite, *a* das Hypoderma (Wassergewebe), *b* das Mesophyll, *s* eine Spaltöffnung, *h* deren Hilfszellen, *H* die Athemhöhle. Das Wassergewebe der Blattunterseite führt rothen und violetten Zellsaft.

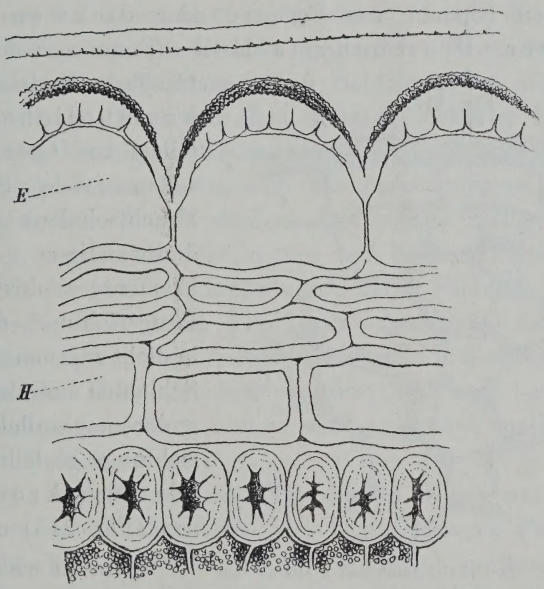
gewebe zu ziehen berechtigt ist. Man hat dieses Gewebe als subepidermoidales bezeichnet, besser wohl fasst man es, nach Pfitzer's Vorschlag, als Hypoderma zusammen.

In vielen Fällen bildet es, wie das Wassergewebe der mehrschichtigen Oberhaut von *Piper*-Arten (*pag.* 337), ein chlorophyllfreies, grossmaschiges, aus alternirenden, mit wasserhellem Safte erfüllten

[1]) Sanio, C. „Botan. Zeit." 1863, *pag.* 263; 1864, *pag.* 210 ff.
Pfitzer, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan." VIII. *pag.* 16 ff. — Dabei die Literatur.

Zellen bestehendes Wassergewebe, das indess stets aus dem Grundgewebe hervorging (Fig. 214 *a*) und niemals durch tangentale Theilungen von Oberhautzellen entstand. Dieses Hypoderma nimmt durch weitere tangentale Theilungen seiner Zellen auch an der Bildung des Mesophylls Theil, auch erhalten (*Tradescantia discolor*) die durch ihr Auseinanderweichen die Athemhöhle bildenden Zellen desselben später Chlorophyll als Inhalt und unterbrechen so das mehrschichtige Hypoderma unter der Oberhaut der Blattunterseite (Fig. 214), welches hier mit mehr oder weniger intensiv roth und violett gefärbtem Zellsafte erfüllt ist [1]).

Fig. 215.



Vergrösserung 450. Querschnitt durch die Samenhaut von *Evonymus europaeus*. *E* die Oberhaut, *H* die Hypodermschichten.

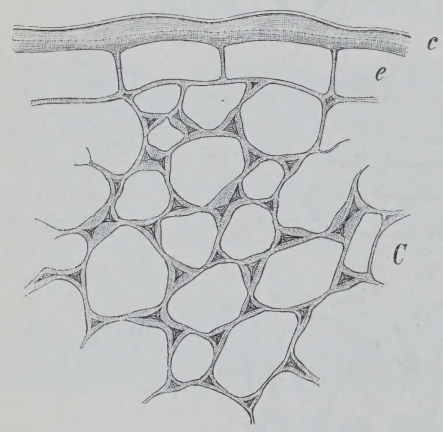
Ein ähnliches Wassergewebe als Hypoderm zeigen *Tillandsien*, *Bilbergia*, *Pitcairnia*, überhaupt *Bromeliaceen*. Bei *Acanthostachys strobilacea* liegt unmittelbar unter der einfachen Oberhaut eine Schicht stark verdickter Sclerenchymzellen und auf sie folgt erst ein äusserst mächtiges Wassergewebe; beide zusammen bilden das Hypoderma. Die Entwicklungsgeschichte zeigt, dass die unmittelbar unter der Epidermis gelegene Zellschicht des Grundgewebes

[1]) Nach Famintzin („*Mém. de l'acad. de St. Petersbourg.*“ XXII. Nr. 10) soll das Wassergewebe der *Tradescantien* aus der Oberhaut entstehen, wäre also nicht als Hypoderma, sondern als mehrschichtige Epidermis zu deuten.

sich schon frühe durch tangentale, d. i. der Blattfläche parallele Wände in zwei Tochterzellen spaltet. Die äusseren derselben bilden dann viele radiale Wände und verdicken sich sehr stark, die inneren theilen sich nochmals tangental und aus ihrer innersten Tochterzelle entwickelt sich, durch fortgesetzte tangentale Theilungen, das Wassergewebe, während ihre äussere ungetheilt, als kleinzellige (von Aussen nach Innen dritte) Gewebeschicht verbleibt. Luftführende Intercellularräume fehlen dem Hypoderma der *Bromeliaceen* und *Tradescantien* vollständig.

In anderen Fällen, an welche *Acanthostachys* bezüglich seiner Sclerenchymschicht bereits erinnert, bildet das Hypoderma eine oder mehrere Lagen stark verdickter, sclerenchymatischer Zellen (Stamm von Farnen), oder dickwandiger, geschmeidiger Prosenchymzellen (Stamm von *Equiseten*, *Coniferen*-Nadeln), ja selbst bastähnlicher Fasern (Blatt von *Cycadeen*). Nicht selten (viele Samen- und Fruchtschalen) sind da die dickwandigen Hypoderm-Elemente senkrecht auf die Längsrichtung des Organes in dicht zusammengedrängten Schichten ausgebildet, die mit anderen, parallel der Organrichtung gestellten abwechseln (sich kreuzen) können (Fig. 215) u. s. w.

Fig. 216.



Vergrösserung 333. Querschnitt durch den Blattstiel von *Gireoudia manicata*. *e* Epidermis, *c* Cuticula, *C* das Collenchym-Gewebe.

Am allerhäufigsten indess (*Phanerogamen*, an Stengeln und Blattstielen von *Dicotylen* fast überall) erscheint das Hypoderma als Collenchymgewebe (Fig. 216 *C*; Fig. 151, *pag.* 252), das heisst als ein Gewebe, welches durch einseitige, an den Zellecken auftretende Membranverdickung charakterisirt ist, nicht selten durch die grosse Quellbarkeit seiner Zellhäute sich auszeichnet und nach Burgerstein[1]) niemals verholzt. Oft bildet das Collenchym nur wenige Zellschichten (Blätter, *Perennen*), oft aber auch sehr zahlreiche Lagen (*Begonien* [Fig. 216], *Euphorbien*, *Sambucus*, *Vitis*,

[1]) „Sitzungsb. d. kais. Akad. d. Wiss. in Wien." 1874. LXX. — Entgegen Dippel („Das Mikroskop." II. 1872. *pag.* 155).

Nerium), und man sucht es unter der Oberhaut grüner Achsentheile fast niemals vergebens. Häufig sind die Zellwände des Collenchyms porös (*Cichoriaceen, Umbelliferen, Chenopodeen* etc.), auch wohl spiralig verdickt (*Sambucus*, *Helleborus*) und führen in der Regel wässerigen Zellsaft, in welchem häufig Chlorophyllkörner, Amylum, Farbstoffe, selten aber Krystalle suspendirt sind und der später oft durch Luft ersetzt wird. Unter den Spaltöffnungen ist das Collenchym stets unterbrochen.

Die Entstehung derselben aus dem Grundgewebe hat bereits Sanio[1]) nachgewiesen, Pfitzer bestätigt. Bei *Nerium Oleander*[2]) liegen nach ihm unter der Epidermis der Blattoberseite zwei bis vier, der Blattunterseite zwei bis drei farblose Collenchymschichten; dort sind auch die tiefen Gruben, in deren Grund die Spaltöffnungen liegen, vorhanden. Im Grunde und an den Seitenwänden dieser Gruben fehlen die hypodermatischen Schichten, es steht dort die einfache Oberhaut direct mit dem grünen, lockeren Diachyme in Berührung. Der Verfolg der Entwicklung zeigt anfangs ein einfaches Dermatogen, dessen Zellen sich nur durch radiäre, niemals der Blattfläche parallele Wände theilen. Die zweite Zelllage des Vegetationsscheitels entwickelt aber später, auf beiden Blattseiten, durch tangentale Theilungen das Hypoderma. Die Bildung der Gruben erfolgt dadurch, dass durch stellenweise Tangental-Theilungen in der zweiten und dritten Zellschicht diese Partien der Blattfläche gleichsam in die Höhe gehoben werden, während andere in der bisherigen Ebene verbleiben, und so nach und nach mehr oder weniger vertiefte Höhlen anlegen.

Ein ganz eigenthümliches Hypoderma zeigen nach Höhnel[4]) einige *Gramineen* (Blüthenspelzen von *Oryza*, *Setaria*, *Panicum*, *Sorghum* etc.). Da sind nämlich die bastfaserähnlichen, prosenchymatischen Elemente der obersten Zellschicht des mehrschichtigen Hypoderms an den der Epidermis zugekehrten Wänden mit eigenthümlichen sägezahnartigen Fortsätzen besetzt, welche in Löcher eingreifen, die, in Querreihen angeordnet, an der Innenwand der Epidermiszellen sich vorfinden. Desgleichen passen die, zwischen den Sägezähnen des Hypoderma's befindlichen Buchten in entsprechende Lappen der Oberhautzellen, so dass also durch eine Art von Verzapfung Hypoderma und Epidermis fest mit einander verbunden

---

[1]) *l. c. pag.* 263.

[2]) *l. c. pag.* 48 ff.

[3]) Ein ähnliches Hypoderma zeigt die Blattoberseite von *Ilex*-Arten.

[4]) „Wiss.-prakt. Unters. auf d. Gebiete d. Pflanzenb. Von F. Haberlandt.“ I. Wien 1875. *pag.* 149 ff.

sind. Ueberdiess findet auch hier zwischen beiden Geweben Zellschichtenkreuzung statt [1]).

Das Hypoderma, insbesondere wo es, wie bei den *Dicotylen*, collenchymatisch ausgebildet ist, bildet vom mechanischen Standpunkte aus betrachtet [2]), durch seine Widerstandsfähigkeit sozusagen das provisorische Gerüste während des intercalaren Aufbaues der Pflanzenorgane; desshalb wandelt es sich auch häufig in die mechanisch wirksamsten Zellelemente der Pflanzen, nämlich in Bast um (*Eryngium planum*, *Astragalus falcatus*), oder ähnelt ihm wenigstens.

Aus den Grundlehren der Mechanik folgt nun, dass die Anordnung der widerstandsfähigen Elemente bei cylindrischen Organen (Stengeln etc.), bei welchen die biegende Kraft in allen zur Längsaxe rechtwinkligen Richtungen wirksam sein kann, im Allgemeinen eine peripherisch kreisförmige, bei Flächenorganen (Blättern), deren Festigkeit vorzugsweise in der Richtung senkrecht zur Flächenausdehnung einer Steigerung bedarf, eine oberflächlich zweireihige sein muss. Da nun der ganze Constructionsplan eines nach mechanischen Principien aufgebauten Trägergerüstes — und ein solches wird in Schwendener'scher Anschauung von der Gesammtheit der mechanisch wirksamen Zellen hergestellt — sich vorzugsweise im Querschnitte verräth, müssen in einem solchen die Hypodermlagen den eben erwähnten Bedingungen gemäss angeordnet sein, was auch in der That der Fall ist. Bei kantigen Stengeln (*Labiaten*, *Cucurbitaceen*, *Chenopodiaceen* etc.) sehen wir sie desshalb auch die vorspringenden Theile einnehmen, und wo immer das Collenchym von der Epidermis zurückweicht, ist diess als eine Concession zu Gunsten anderer Gewebe zu deuten (*Althaea*, *Cephalaria*, *Macropiper*).

§. 42. Haarbildungen (Trichome) [3]).

Es ist ein äusserst verbreitetes Vorkommen, dass einzelne oder viele, in der Regel nicht bestimmt angeordnete Zellen der Oberhaut,

[1]) Solche gewebeartige Pflanzenhäute, deren ich bereits einmal (*pag.* 252) gedachte, finden sich ausserdem in den Hülsen von *Astragalus*, *Hedysarum*, *Medicago* etc. (Majewsky), in der Caryopse von *Rosa* (Cave), *Triticum*, *Hordeum*, *Secale* (Höhnel) etc.

[2]) Schwendener, S. „Das mechanische Princip etc.“ Leipzig 1874. *pag.* 5 ff., *pag.* 157 ff. — Nach ihm bestehen die festeren Bastzellen aus einem Materiale, das dem Schmiedeeisen, in Bezug auf Zugfestigkeit innerhalb der Elasticitätsgrenzen, nicht viel nachgibt, und auch der gewöhnliche Bast kann mit Zinkguss, Kupfer, ja selbst mit Messing concurriren.

[3]) Meyen, F. J. F. „Die Secretions-Organe der Pflanzen.“ Berlin 1837. — Weiss, A. „Die Pflanzenhaare.“ Berlin 1867. — Dabei die Literatur. Ich folge

über die Fläche derselben mehr oder weniger weit hervorwachsen, oder durch wiederholte, tangentale (oder radiäre) Theilungen zu faden-, flächen- oder körperförmigen Auswüchsen oder Anhängen der Epidermis sich entwickeln. Wir wollen diese, aus der directen Verlängerung oder Vermehrung einer Oberhautzelle entstandenen Gebilde als Haare, Trichome, bezeichnen, wobei es für den Begriff derselben gleichgiltig ist, ob sie durch Theilungen, die ausschliesslich an ihrem Grunde (*Pelargonium papillosum*, *Gesneria patula*, *Verbascum Thapsus*, *Salvia splendens* etc.) oder an ihrer Spitze (durch eine Scheitelzelle: *Cucurbita Pepo*, *Veronica Chamaedrys*, *Scrophularia nodosa* [Fig. 199] etc.), oder aber an allen Theilen (intercalar) stattfinden, sich weiter entwickeln, oder ob (bei mehrzelligen Haaren) die einzelnen Haarzellen einander gleichwerthig sind (gewöhnliche Haare), oder nicht (Köpfchenhaare), oder ob durch nachträgliche Zellwucherung der unter dem Haare liegenden Parenchymschichten, sowie der dasselbe umgebenden Epidermis, das eigentliche Pflanzenhaar später noch mehr emporgehoben erscheint (Brennhaare [*Urtica*], Kletterhaare [*Humulus*]) und gleichsam auf einem Fussgestelle steht, respective in demselben steckt.

Die Pflanzenhaare entwickeln sich in der Regel schon sehr frühe, früher als die Spaltöffnungen, doch meist später als die Anlage der jüngsten Blätter, also entfernter vom Vegetationspunkte als diese. Diess gilt aber nicht ausnahmslos (*Utricularia* [1]), *Niphobolus rupestris*) [2]), sowie es auch vorkommt, dass sie erst weit hinter dem Vegetationsscheitel an älteren Organen mit bereits differentiirten Geweben angelegt werden, oder dass [3]) zwischen bereits ausgebildeten Haaren neue hervorsprossen [4]).

---

hier vorwiegend meinen Beobachtungen und verweise bezüglich der Details auf die Originalarbeit in Karsten's „Bot. Unt." I.

Rauter, F. „Denkschrift. d. kais. Akad. d. Wiss. in Wien." XXXI. 1871. Vergleiche auch die schöne Arbeit von Delbrouck, C. „Die Pflanzenstacheln" in Hanstein's „Botan. Abhandl." II. Bonn 1875. Dabei die neuere Literatur, wobei ich aufmerksam machen möchte, dass Delbrouck, sowie der gesammten mir bekannten Literatur zwei Arbeiten von Theorin, die manches Bedeutsame enthalten, unbekannt geblieben sind, nämlich Theorin, P. „*Jaktt. rörande Öfverh. Bih. hos växterna*", Dissert., Upsala 1866, mit 2 Tafeln und dessen „*Om växternas Hår och yttre Glandler*", Calmar 1867, mit 1 Tafel.

[1]) Pringsheim, N. in „Monatsb. d. Berl. Akad. d. Wiss." 1869. Februar.

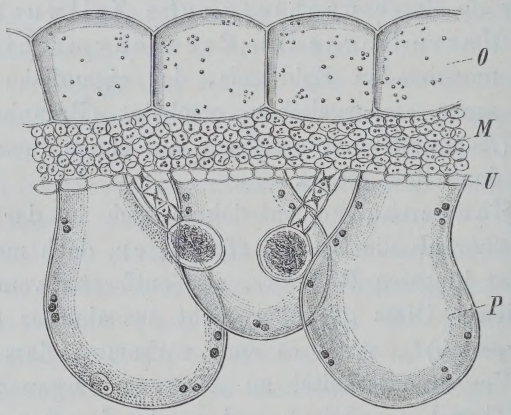
[2]) Hofmeister, W. „Vergleichende Untersuch." Taf. XVI. Fig. 20, *a*, *b*.

[3]) Derselbe. „Allgem. Morphologie der Gewächse." Leipzig 1868. *pag.* 545.

[4]) Bei mehrschichtiger Epidermis bilden sie sich oft bereits vor den tangentalen Theilungen, durch welche die ursprünglich einfache Oberhaut in eine mehrschichtige zerfällt.

In ihrer einfachsten Form erscheinen die Trichome als kurze Verlängerungen von Oberhautzellen, als Papillen. Wir finden solche Papillen ganz allgemein an der Epidermis der Narbe und des Staubwegcanales, sowie bei jenen Blumenblättern, die sich durch ihren Sammtglanz auszeichnen (*Pelargonium*, *Viola*, *Geranium* etc.), ferner an der Oberhaut der Blätter von *Aloë nigricans*, *Gladiolus communis*, *Arum Dracunculus* etc. Manchmal breiten sich diese Papillen zu grösseren, von wasserklarem Safte erfüllten Gebilden aus (Fig. 217 *P*), die den Theilen, an welchen sie auftreten, das Aussehen verleihen, als wären sie mit zahllosen Eiskügelchen oder Thautröpfchen bedeckt, so bei *Tetragonia*-Arten, *Mesembryanthemum crystallinum* (Eispflanze), *Oxalis carnosa* etc.

Fig. 217.

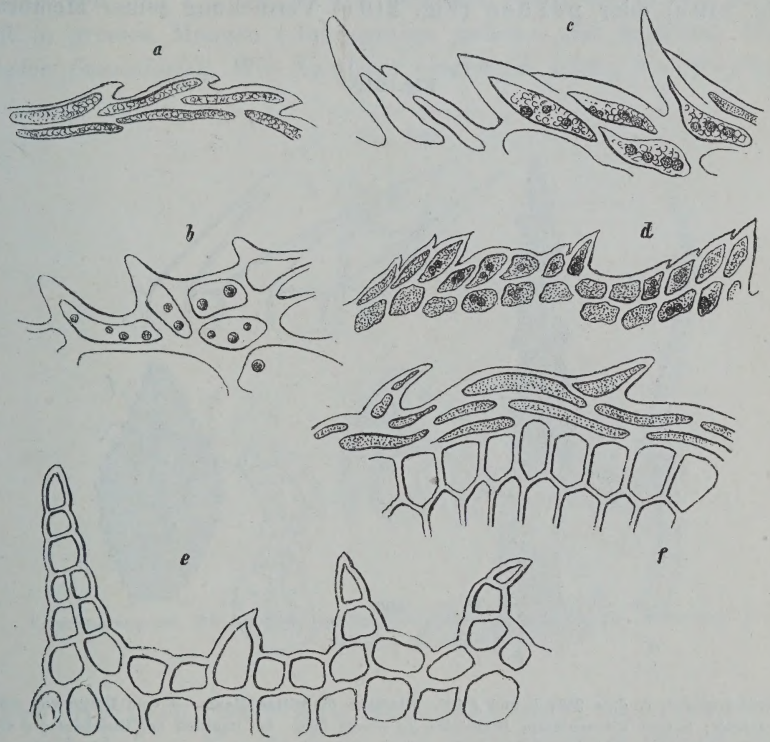


Vergrösserung 90. Querschnitt durch ein junges Blatt von *Oxalis carnosa*. *O* Blattoberseite, *U* Blattunterseite, *M* Mesophyll, *P* Papillen.

In der Regel sind die Zellhäute dieser Papillen dünn, zart, farblos und sie selbst stellen kleine Kegel dar, die mit ihrer Basis zusammenhängen (Blumenblätter); häufig erscheint aber auch die Zellwand derselben mehr weniger verdickt und cuticularisirt, so bei vielen Blatträndern, deren Zähnung gar häufig durch solche kurze, einzellige Haare hervorgebracht wird (Fig. 218). Im einfachsten Falle (*Limnobium alpestre*, *Climacium dendroides*, *Bryum argenteum*, *Fissidens adiantoides*, *Campylopus*-Arten etc. bei *Gramineen*) erscheinen da die Oberhautzellen nur an der oberen Seite zu einem kurzen, oft an der Spitze verdickten Fortsatze ausgewachsen (Fig. 218 *a*). Bei markirterer Zähnung verlängert sich derselbe (Fig. 218 *b*) oder, bei noch schärfer ausgeprägter, entstehen die Blattzähnchen dadurch, dass immer zwei benachbarte Oberhautzellen als ein Ganzes sich

verlängern (Fig. 218 *c*), oder eine Anzahl benachbarter Zellen successive immer mehr hervorwachsen und so gleichsam einzelne terrassenförmige Absätze (die Blattzähne) bilden (Fig. 218 *d*), oder endlich, dass durch spätere tangentale oder radiale Theilungen der Haarmutterzelle (Epidermiszelle) zwei- oder mehrzellige Trichome entstehen, welche als Zähne die Continuität des Blattrandes unterbrechen

Fig. 218.



Vergrösserung 250. Papillen und Trichome an Blatträndern. *a* von *Brachythecium rutabulum*; *b* von *Dicranum palustre*; *c* von *Dicranum undulatum*; *d* von *Hypnum Alopecurum*; *e* von *Plagiochila asplenoides*; *f* von *Atrichum undulatum*.

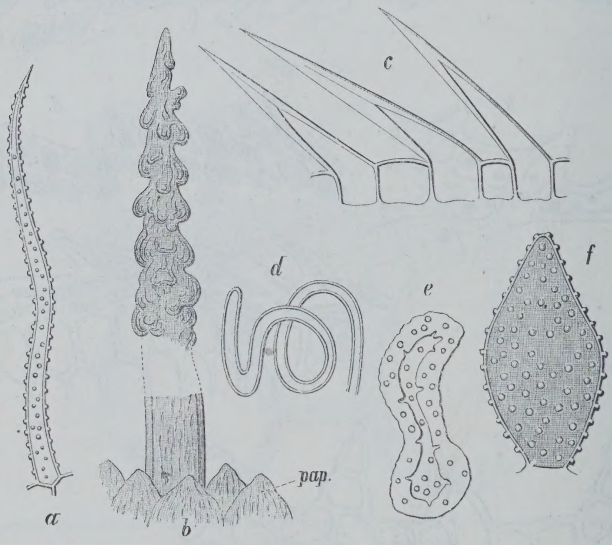
(Fig. 218 *e*, *f*), so bei *Scapania nemorosa* (mit rosa Farbstoff), bei den Blatträndern der *Alsineen* u. s. w. [1]).

Verlängert sich eine Epidermiszelle weiter, d. h. wächst sie nach und nach zu einem längeren, in der Regel conischen Fortsatze aus (Fig. 219 *a*, *c*), so kann man einen solchen ein einfaches,

[1]) Wie wir weiter unten sehen werden, kann unter Umständen sozusagen die ganze Blattfläche in lauter einzelne Trichome zerfällt erscheinen.

einzelliges Haar nennen. Dasselbe kann durch Anschwellen seiner Spitze kolbenförmig (Fig. 10 *D*, *pag.* 8) oder köpfchenförmig[1]) (Taf. II, Fig. 1), seiner Mittelzone tonnenförmig werden (Fig. 219 *f*), haken- oder sichelförmige Gestalt zeigen (Fig. 15 und Fig. 16, *pag.* 10), oder durch Collabiren mannigfach gebuchtete Formen darstellen (Blumenblatthaare von *Viola*, *Delphinium* etc. [Fig. 219 *b*]), oder (besonders beim Haarfilze) sich wurm- oder schlingenförmig krümmen (Fig. 219 *d*), auch wohl einseitige (Fig. 219 *c*) oder poröse (Fig. 219 *e*) Verdickung seiner Membran

Fig. 219.



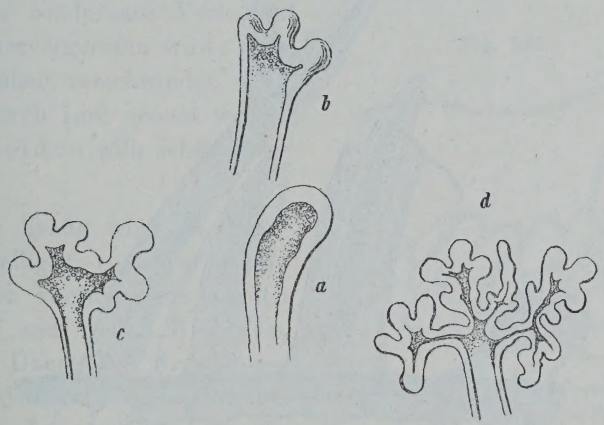
Vergrösserung *a*, *c*, *d*, *e* 250; *b* und *f* 100. Einfache einzellige Haare. *a* vom Blatte von *Ribes Grossularia*; *b* vom Blumenblatte *Delphinium formosum* (*pap.* die Papillen der Oberhaut); *c* vom Blatte von *Geranium phaeum*; *d* ein Filzhaar von *Potentilla resplendens*; *e* ein Blumenblatthaar von *Lonicera Xylosteum*; *f* ein Narbenhaar von *Pentstemon cobaea*.

zeigen u. s. w. Nicht selten erscheint nur dessen Spitze hakig gekrümmt (Fig. 16) und dient dann zum Anheften und Anhalten an, verschiedene Unterlagen; auch kann es geschehen, dass die in der Regel nahezu senkrecht auf die Epidermis gestellten Haare eine constante, oft beträchtliche Neigung zu derselben haben (Fig. 219 *e*), oder gar (Filzhaare) völlig an die Oberhaut angedrückt erscheinen, und dergleichen.

[1]) Desgleichen bei den Kronenhaaren von *Pentstemon nitidum*.

Zu den einfachst gebauten Trichomen gehören auch die Wurzelhaare. Bei den *Phanerogamen* sind sie meist einzellig, dünnwandig und unverästelt, bei den Laub- und Lebermoosen etc. (man nennt sie da Rhizoiden) dagegen in der Regel mehrzellig und verästelt, ihre Wandungen braunroth gefärbt, häufig stark verdickt (*Dicranum Sauteri*, *Eucalypta streptocarpa*, *Ulota crispula*) und mit mächtigen Cuticulargebilden besetzt (*Enthostodon fascicularis*, *Bryum capillare*, *fallax*, *pallescens* etc.); nicht selten führen sie da auch Oeltropfen und Chlorophyll, letzteres besonders in der Jugend oft in grossen Mengen (*Aulacomnium palustre* und *turgidum*, *Enthostodon fascicularis*). Wie Sachs [1]) eingehend zeigte, verwachsen

Fig. 220.



Vergrösserung 300. Mit den Bodenpartikelchen verwachsene Enden der Wurzelhaare von *Metzgeria furcata*.

ihre Spitzen auf das innigste mit den Gesteinspartikelchen des Bodens oder ihrer Unterlage (Steinflechten), indem sie sich dicht an dieselbe anschmiegen und allen ihren Sculpturverhältnissen folgen, daher dann auch oft ganz eigenthümliche lappige Contouren zeigen (Fig. 220). Sie corrodiren (lösen) dabei, durch eine freie Säure, die sie an ihrer Oberfläche durchtränkt, begünstigt, die Gesteinspartikelchen [2]), welche desshalb, auch

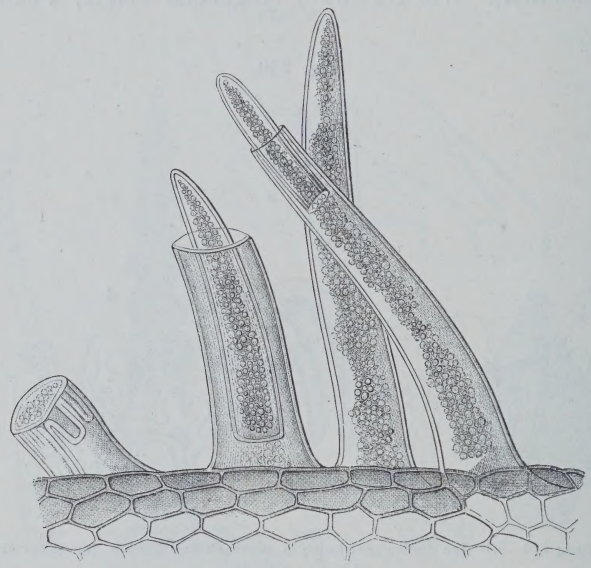
[1]) „Handbuch d. Experimental-Phys. d. Pflanzen." Leipzig 1865, *pag.* 179 ff.

[2]) Dass die Oberfläche wachsender Haarwurzeln mit einer organischen Flüssigkeit durchtränkt sei, beweist folgender Versuch (Sachs, *l. c. pag.* 189): Lässt man Samen in Wasser keimen, bis die Wurzel einige Centimeter lang ist, und giesst man dann in das Wasser eine Lösung von übermangansaurem Kali, so wird die Säure an der Wurzeloberfläche in wenig Minuten reducirt, es bildet sich

wenn man noch so vorsichtig die Pflanze aus der Erde hebt, stets in grösserer Menge an den Wurzelfasern hängen bleiben [1]). Daher das von Sachs beobachtete Eingraben von Rinnen in die Oberfläche polirter Gesteine durch wachsende Wurzeln, daher das Zersetzen und Zerstören von Felsen unter Krustenflächen [2]) u. s. w.

Die Wurzelhaare bilden sich relativ spät (*Phanerogamen*), d. h. entfernt vom Vegetationspunkte der Wurzel, nicht selten erst 1—2 Centimeter hinter dem fortwachsenden Scheitel.

Fig. 221.



Vergrösserung 300. Sammelhaare von der Oberhaut des Griffels eines *Campanula*, in verschiedenen Stadien des Einziehens begriffen.

Auch der Haarfilz (Wollhaare), welcher so häufig ganze Pflanzen oder Pflanzentheile bedeckt, besteht in der Regel aus einzelligen einfachen Haaren (*Gossypium*, *Potentilla*-, *Althaea*-Arten etc.).

---

ein feiner Niederschlag von Braunsteintheilchen auf dieser. Die Vegetationspunkte von Stamm- und Blattorganen verhalten sich nicht so, wohl aber jede Wundfläche dieser Organe, die sich demnach wie eine Wurzelhaarspitze mit Braunsteintheilchen bedeckt.

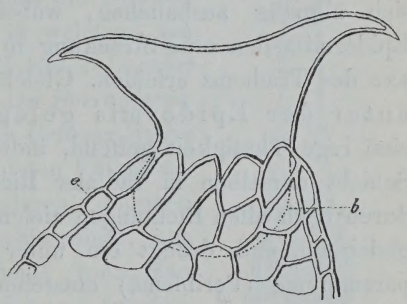
[1]) Vergleiche die instructiven Figuren von Sachs, *l. c. pag.* 184—186.

[2]) Dieselben sind als die eigentlichen Pionniere der Vegetation zu betrachten, indem sie auf sonst unmöglichem Terrain (Felsen), durch nach und nach bewirktes Zerbröckeln und Urbarmachen desselben, Platz für künftige höhere Pflanzen schaffen.

Oft fallen diese Filzhaare später ab [1]) (Knospentheile von *Aesculus*, *Rhododendron* etc. nach dem Aufbrechen), nicht selten bleiben sie jedoch dauernd (*Verbascum* etc.), auch sind sie häufig mehr- und nicht einzellig (*Onopordon Acanthium*, *Mentha rotundifolia*, *Lactuca Scariola* etc.), oder wohl gar verästelt (*Verbascum*) [2]).

Eine besondere Eigenthümlichkeit zeigt sich bei den einzelligen Haaren des Stylus der *Campanulaceen*, bei den sogenannten Sammelhaaren derselben [3]). Nach der Abstäubung des Pollens beginnen sie nämlich (wie Tentakeln oder Annelidenhaare) sich zum Theile in ihre eigene Höhle hineinzuziehen (Fig. 221), einzustülpen, und zwar von ihrer Basis an; nicht selten ziehen sie dabei sogar ein oder das andere Pollenkorn in die durch das Einziehen gebildete Höhle hinein. Ob dieses sonderbare Verhalten dadurch hervorgerufen wird, dass der Haarinhalt verschwindet, ohne dass er durch Luft ersetzt werde, wie Schleiden will, scheint mir fraglich.

Fig. 222.



Vergrösserung 250. Kletterhaar von den Blattrippen von *Humulus Lupulus*. *e* die Epidermis des Blattes, *b* Contour des eingesenkten Haartheiles.

Sehr häufig wird die Membran einzelliger, conischer Haare beträchtlich verdickt; sie werden dann steif und heissen Borsten, z. B. die Haare der *Asperifolien*, welche dabei auch eine sehr beträchtliche Länge erreichen etc. (Fig. 15, *pag.* 10). In der Regel ist der Basaltheil dieser Borstenhaare bulbusartig aufgetrieben und diese Anschwellung hat die Nachbarzellen allmälig mehr weniger wallartig emporgehoben, so dass der Bulbus des fertigen Haares eingesenkt, respective umschlossen von den umgebenden Epidermiszellen erscheint. Im Alter füllt sich das Lumen dieser Haare sehr

---

[1]) In vielen Fällen haften sie so leicht, dass sie ohne Mühe abwischbar sind und der Pflanzentheil unverletzt, aber kahl zurückbleibt (junge Blätter von *Digitalis*, *Aesculus* etc.).

[2]) Zu den einfachen Haarformen gehören auch die Idioblasten in den Luftgängen der *Nymphaeen* (Fig. 174), sowie die von Wiesner („Oesterr. bot. Ztg." 1875, *pag.* 4 ff.) in den Intercellulargängen von *Philodendron pertusum* aufgefundenen, welche den conjugirten Baströhren von *Monstera* (Fig. 152 *C*) ähneln. Desgleichen müssen, ihrer Entstehung aus einer Oberhautzelle zufolge, die Sporangien der Farne etc. zu den Trichomen gezählt werden.

[3]) Brongniart, A. „*Ann. des sc. natur.*" *2. Sér.* XIII. 1839. *pag.* 244.

häufig fast ganz mit einer geschichteten Füllmasse, welche die Festigkeit des Trichoms noch verstärken hilft [1]).

Ebenfalls einzellige Haare sind die Kletterhaare, wie solche z. B. an den sechs Stengelkanten, dem Blattstiele und den mächtigeren Rippen der Blattunterseite von *Humulus Lupulus* sitzen. Das fertige Haar (Fig. 222) stellt ein robustes, ambosartiges, zweispitziges Gebilde dar, dessen Spitzen stark verkieselt sind und dessen unterer, kolbig angeschwollener Theil (Fig. 222 *b*) tief eingesenkt ist in einen Gewebezapfen, der von der fortlaufenden, einschichtigen Oberhaut (Fig. 222 *e*) des Stengels oder Blattes überzogen ist. Verfolgt man seine Entwicklung, so sieht man, dass das Haar aus einer Epidermiszelle entsteht, welche, nachdem sie etwas über das Niveau der Oberhaut herangewachsen ist, sich rasch an zwei diametral gegenüberstehenden Punkten conisch verlängert. Kurz darauf sieht man ihren Basaltheil sich allmälig ausbauchen, wobei natürlich die ihn umgebenden Epidermiszellen eine Streckung in der Richtung der späteren Längsaxe des Trichoms erleiden. Gleichzeitig macht sich aber auch in den unter der Epidermis gelegenen Parenchymschichten eine rege Thätigkeit geltend, indem zunächst die Zellen der ersten Schicht derselben in radialer Richtung auswachsen und sich dann durch nach allen Richtungen zielende Scheidewände theilen. So rückt gleichsam und drängt ein unter der Haarbasis aus dem Rindenparenchyme (Peribleme) entstehender Gewebekörper diese in die Höhe, indem zugleich die Oberhautzellen des Tragorganes durch Radialtheilungen sich vermehren, und so der durch die Ausbildung des Hügels bewirkten Oberflächen-Ausdehnung folgen können. Kurz bevor das so gebildete Gewebe in Dauergewebe übergeht, beginnt Zelltheilung auch in der zweiten, meist sogar noch in der dritten Parenchymschicht. Endlich folgt, von oben beginnend, eine Streckung sämmtlicher Zellen, welche den Gewebezapfen weiter zu seiner fertigen Höhe (bis $1{\cdot}5^{mm}$) emporhebt.

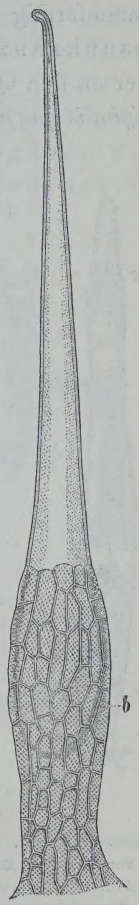
In noch ausgiebigerem Grade wie bei den Kletter- oder Klimmhaaren findet eine solche Betheiligung des unter der Oberhaut gelegenen Parenchyms, ebenfalls nicht zur Bildung des eigentlichen Trichomes, sondern eines indifferenten Fussgestelles, bei manchen Brennhaaren statt.

Die sogenannten Brennhaare, wie sie bei *Urtica-*, *Loasa-*, *Wigandia-*, *Malpighia-* und *Jatropha*-Arten bekannt sind, stellen

[1]) Bei sehr robusten Borstenhaaren (*Symphitum officinale, Anchusa arvensis, Dipsaceen* etc.) wird das Trichom öfters durch Zellwucherungen in den unter der Epidermis gelegenen Parenchymschichten wie auf einem Hügel emporgehoben, eine Erscheinung, welche bei Kletter- und Brennhaaren normal ist.

robuste, einzellige, conische Haare dar, deren Wandung meist in hohem Grade verkieselt und deren scharf ausgezogene Spitze von einem seitlich (*Urtica*, *Loasa*), oder gerade aufsitzenden Knöpfchen (*Jatropha*) eingenommen wird, während ihr bulbusartig angeschwollener Basaltheil mehr oder weniger tief in einem oft sehr mächtigen, chlorophyllführenden Gewebezapfen eingesenkt ist (Fig. 223) [1]). In Folge der Sprödigkeit dieser Haare bricht bei Verwundungen an denselben die Spitze leicht ab, und der durch den Widerstand auf den Bulbus ausgeübte Druck treibt einen Theil des ätzenden Saftes (Ameisensäure), mit dem er erfüllt ist, in die Wunde — daher das Brennen [2]). Das Brennhaar entsteht, wie die Kletterhaare, durch Auswachsen einer Oberhautzelle, auch die Bildung des Gewebezapfens auf, respective in welchem das fertige Trichom sitzt, ist der bei *Humulus Lupulus* geschilderten völlig gleich. Wie bei den *Borragineen*-Borsten füllt sich das Lumen älterer *Urticeen*-Haare nicht selten ganz mit einer geschichteten Füllmasse.

Fig. 223.



Vergrösserung 200. Ein Brennhaar vom Stengel von *Urtica dioica*. *b* Contour des eingesenkten Bulbus.

Noch häufiger als die einzelligen, kommen mehrzellige, fadenförmige, unverzweigte, aus Einer Zellreihe bestehende Trichome vor; man kann sie als einfache Gliederhaare bezeichnen (Fig. 224 *b*, Fig. 10 *A*). Sie bilden sich in der Weise, dass eine Oberhautzelle zunächst papillös auswächst und sich sodann durch eine Querwand in zwei Tochterzellen theilt. In der Regel setzt dann die obere Tochterzelle diesen Theilungsprocess fort und verhält sich gleich einer Scheitelzelle, oder aber die untere der zwei Tochterzellen übernimmt die Bildung neuer Zellen, oder endlich, es wirken beide am Aufbaue des Trichomes mit, desgleichen häufig auch die von ihnen abgeschie-

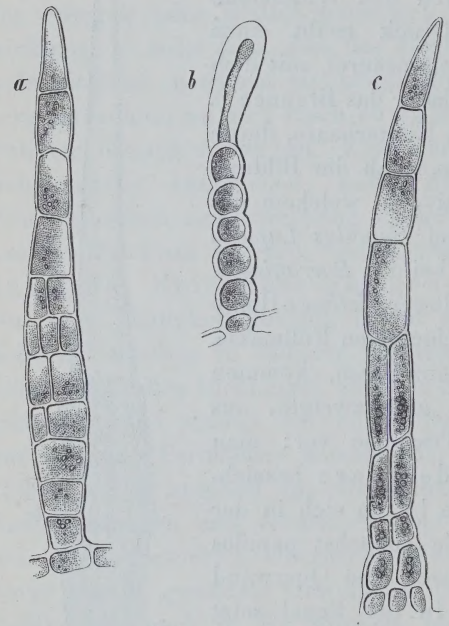
[1]) Bei *Loasen* fehlt er.

[2]) So ungefährlich Verletzungen an den Brennhaaren unserer einheimischen Nesseln sind, so furchtbare Wirkungen äussern einige tropische Repräsentanten dieser Familie. So erregen nach Lechenault de la Tour („*Mém. du mus. d'hist. natur.*“ *III. Année, Cah. IV*) *Urtica crenata* und *Urtica crenulata* (Ostindien) heftige, Monate lang anhaltende Schmerzen, *Urtica urentissima*, auf Timor Teufelsblatt genannt, jahrelange Leiden, die besonders bei feuchtem Wetter unerträglich werden und nicht selten Starrkrampf und tetanischen Tod zur Folge haben.

denen Gliedzellen. In allen Fällen entsteht nach und nach eine einfache Zellreihe — das fertige Trichom.

In der Regel sind diese Gliederhaare mehr oder weniger conisch (*Gramineen*, *Papilionaceen*), auch wohl die Gliedzellen tonnenförmig aufgetrieben und dann perlschnurartig oder rosenkranzförmig (Blüthentheile, Fig. 10 *A*; Taf. I, Fig. 9, 10), oder an den Querwänden angeschwollen: Knotenhaare[1]) (*Lamium*, *Digitalis purpurea*, *Lychnis flos Jovis*), häufig geknickt oder rechtwinklig gebogen: knieförmige Haare[2]) (*Veronica Chamaedrys*, *Verbesina gigantea*, *Eranthemum leuconeurum*) etc. Nicht selten ist die Endzelle eigenthümlich ausgebildet, und zwar entweder durch ihre hervorragende Verdickung ausgezeichnet (Fig. 224 *b*), oder senkrecht zu den anderen Gliedzellen gestellt: T-förmige Haare[3]) (Fig. 17), oder schwertförmig[4]), ankerartig (Fig. 36), sternförmig[5]) gestaltet u. s. w.

Fig. 224.



Vergrösserung 200. Einfache Gliederhaare. *a* vom Stengel von *Lescurea striata*, *b* von der Blattstiel-Insertion von *Frullania dilatata*, *c* vom Stengel von *Hypnum diastrophyllum*. Die Zellen enthalten sämmtlich Chlorophyll.

Nicht selten theilen sich eine oder mehrere Gliedzellen durch Wände, die der Längsaxe des Trichoms parallel sind, und es entstehen so mehr oder weniger zusammengesetzte Haare, d. i. solche, welche aus mehreren neben einander liegenden Zellreihen bestehen (Taf. II, Fig. 16); in seltenen Fällen erfolgt diese Zelltheilung nur bei den mittleren Gliedzellen (Fig. 224 *a*), in der Regel findet sie nur bei den Grundzellen statt (Fig. 224 *c*) und das Haar wird gegen seine Spitze zu immer einfacher.

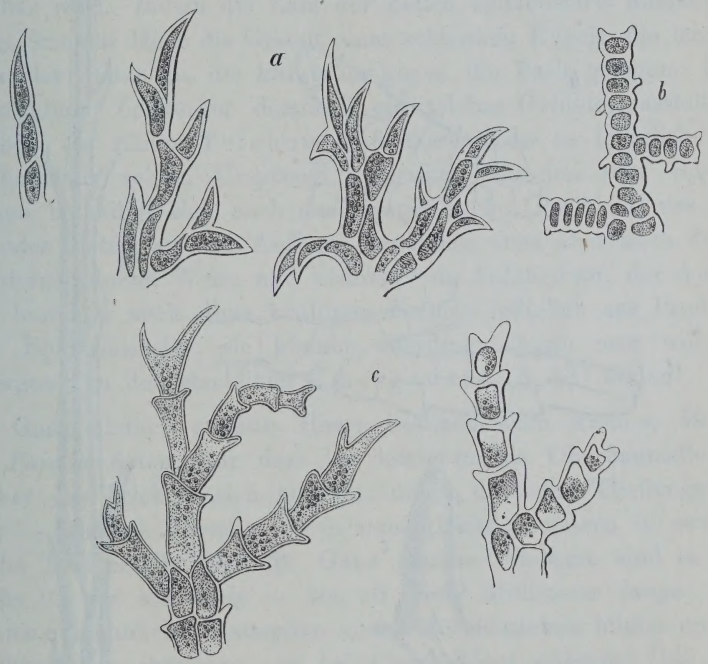
---

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare.“ Fig. 71.
[2]) Derselbe. Fig. 56, 58, 74, 78.
[3]) Derselbe. Fig. 41, 62, 112.
[4]) Derselbe. Fig. 155.
[5]) Derselbe. Fig. 161.

Durch Astbildung (Fig. 19, *A—C*, *pag.* 11) können weiter mehr oder weniger baumartig verzweigte Haarformen entstehen (*Nicandra physaloides*, *Stachys*-, *Mentha*-, *Trifolium*-Arten), die Aeste auch wohl quirlförmig[1]) angeordnet erscheinen (charakteristisch für *Verbascum*-, *Centaurea*-, *Phlomis*-, *Viburnum*-Arten), oder an ihrer Basis verwachsene Büschelhaare[2]) (charakteristisch für *Cistus*-, *Helianthemum*-, *Myosotis*-, *Quercus*-Arten) u. s. w.

Oft gehen aus einfachen Haaren (Fig. 225, *a—c*) an ein und derselben Pflanze, durch alle möglichen Uebergänge vermittelt, immer complicirtere Trichomformen hervor,

Fig. 225.



Vergrösserung 200. *a* Haare vom Stamme von *Hylocomium umbratum*, *b* desgleichen von *Thuidium abietinum*, *c* desgleichen von *Thuidium delicatulum*. Sie gehen von einfachen Zellreihen durch immer complicirtere Formen in die Blättchen über.

die in vielen Fällen (*Thuidium*-Arten, *Ptilidium ciliare* etc.) geradezu bis zu völligen Blättern sich verfolgen lassen[3]).

Ganz eigenthümliche, dem Pappus vieler Compositen im Baue gleiche Trichome, zeigen Blätter und Stengel von *Hieracien*[4])

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." Fig. 137.

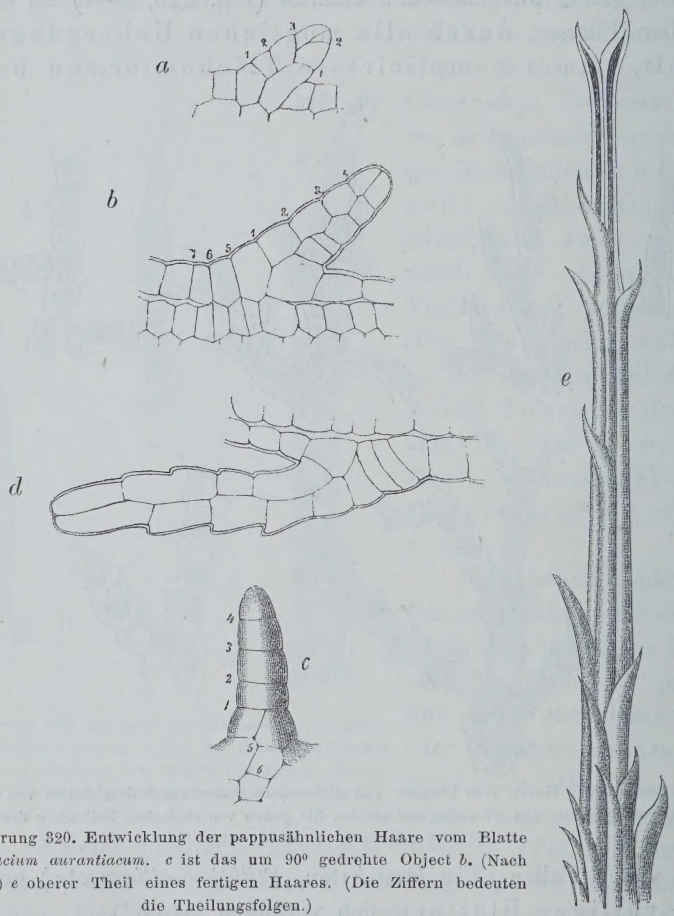
[2]) Derselbe. Fig. 184, 185.

[3]) Ich habe wohl zuerst auf solche Uebergangsformen hingewiesen. Vergleiche Weiss, A. in „Verhandl. der k. k. zoolog.-botan. Ges. in Wien." 1858. VIII. *pag.* 9 ff.

[4]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." *pag.* 545 ff.
Rauter, F. *l. c. pag.* 14 ff.

(Fig. 226 *e*), nämlich mehrere (bis 7) Millimeter lange, schmutzigweisse Haare, die aus zahlreichen in verschiedener Höhe gelegenen prosenchymatischen, in der Jugend chlorophyllführenden Zellen bestehen, deren peripherische ihr oberes Ende hakenförmig nach aufwärts biegen, und die zu einem schlanken, sich spitzenwärts allmälig ver-

Fig. 226.



Vergrösserung 320. Entwicklung der pappusähnlichen Haare vom Blatte von *Hieracium aurantiacum*. *c* ist das um 90° gedrehte Object *b*. (Nach Rauter.) *e* oberer Theil eines fertigen Haares. (Die Ziffern bedeuten die Theilungsfolgen.)

jüngenden Bündel vereint sind. Die Entwicklung dieser sonderbaren Haare geschieht in der Weise, dass eine Oberhautzelle durch eine radiale Wand (senkrecht zur Oberhaut) in zwei Tochterzellen zerfällt (wie bei *a* in Fig. 227), deren jede nun als Scheitelzelle weiter fungirt und sich durch gegen die Längsaxe des Haares geneigte Wände theilt (Fig. 226 *a*). So entsteht nach und nach ein Trichom,

das aus halbkreisförmigen Scheibenzellen besteht (Fig. 226 *c*), die in zwei Reihen über einander geschichtet sind (Fig. 226 *b*)[1]. Während die Scheitelzellen fortwachsen, treten am Grunde bereits intercalare Theilungen ein, welche successive auch die oberen Zellen ergreifen und jede derselben durch eine radiale Längswand halbiren (Fig. 226 *b*, *d*).

Das fernere Dickenwachsthum geschieht zunächst durch mehr oder weniger radial gestellte Längswände, die sich an die Querwände ansetzen, später folgen, mit ihnen abwechselnd, tangentale Wände, wodurch eine Differentiirung in Aussen- und Innenzellen herbeigeführt wird, die aber nur an dem Basaltheile kräftiger Haare merkbar wird. Indem die Zahl der Zellen spitzenwärts allmälig abnimmt, hat das Haar die Gestalt eines schlanken Kegels, die längsten Zellen der Spitze zu, die kürzesten gegen die Basis gelegen. Einen so mächtigen Zellkörper demnach ein solches Gebilde darstellt, ist es doch als reines Trichom aufzufassen, da es lediglich einer Oberhautzelle seinen Ursprung verdankt. Nur bei sehr robusten Formen betheiligt sich auch das Grundgewebe (Periblem) des Stengels oder Blattes an dem Aufbaue derselben, stets aber auch da nur in untergeordneter Weise und niemals vom Anfange an; der Anlage nach bestehen auch diese kräftigen Formen lediglich aus Producten einer Epidermiszelle; sie können allerdings, wenn man will, den Uebergang zu den stachligen Emergenzen (§. 43) bilden.

Ganz ähnlich gebaute Haare besitzen auch *Azaleen*, *Mimosa*- und *Papaver*-Arten, nur dass bei letzteren die Oberhautzelle, aus welcher das Trichom sich aufbaut, durch die erste Theilungswand, nicht — wie bei *Hieracien* — in zwei gleiche, sondern in zwei ungleiche Tochterzellen zerfällt. Ganz gleiche Trichome sind es auch, welche — wie ich finde — die oft viele Millimeter lange, einer Granne[2] ähnliche Blattspitze vieler Moosblättchen bilden und aus Oberhautzellen entstehen, so bei *Coscinodiscus cribrosus* (bis $0{\cdot}2^{mm}$

---

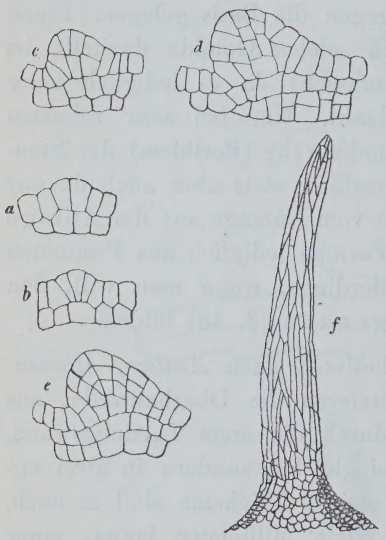
[1] Auf dem Querschnitte des Haares erscheinen also vier quadrantisch gestellte Zellen.

[2] Die Granne der Gräser ist nach Duval-Jouve („*Mém. de l'acad. de Montpellier*", 1872, VIII. *pag.* 34 ff.) ein Blatt. Sie besitzt ein centrales Gefässbündel, umgeben von bastähnlichen Zellen, und zwar hat die endständige Granne drei, die rückenständige Einen Fibrovasalstrang. Der mittlere zieht sich bis zur Basis der Blüthenspelze hinab, welche häufig aus Spaltöffnungen führender Epidermis und Mesophyll besteht. Eine Spelze mit Granne stellt ein vollständiges Blatt dar; die Spelze entspricht der Blattscheide, ihr oberer Theil dem Blatthäutchen; die Säule (der untere, gewundene, hygroskopische Theil der Granne) dem Blattstiele, die Borste (der obere, nicht gewundene Theil) der Blattfläche.

lang), *Diphiscium foliosum*, *Grimmia*-Arten, *Pottia subsessilis*, *Racomitrium heterostichum* (0·5^{mm}), *Racomitrium microcarpum* (0·2^{mm}) u. s. w. [1]).

Noch höher entwickelt sind die Haarformen einiger Palmen [2]), welche lange, vielzellige, vorne gekrümmte Borsten darstellen, die an der Spitze eine von kleinen, abgestorbenen Zellen bedeckte Narbe tragen. Sie entstehen aus einer Epidermiszelle, die sich durch eine schräge Wand zunächst in zwei Tochterzellen theilt. Die eine derselben wächst aus der Ebene der Oberhaut heraus und theilt sich dann durch mehrere, zu ihrer Wachsthumsrichtung senkrechte Wände. Jedes Glied des so entstandenen Fadens treibt nun in spiraliger Reihenfolge eine Ausstülpung, die sich alsbald durch eine Querwand als selbstständige Zelle abgrenzt und zu einem mehrzelligen Faden auswächst. So kommt ein Schopf von Trichomen zu Stande, der sich rasch verlängert, wodurch die Einzelhaare zerstreut zu stehen kommen und dem freien Auge eine mit Haaren bedeckte Stachelborste zeigen, die beim Entfalten der Blätter abbricht, wodurch die Narbe entsteht. Die Basis der Borste, welche sich noch weiter entwickelt, bildet den Stachel.

Fig. 227.



a—*e* Entwicklung des Stachels von *Rubus fruticosus*, *f* ein Stachel von *Rubus caesius*. (Nach Delbrouck.)

Die höchste Stufe der Trichomentwicklung zeigen die Stacheln von *Rubus*-Arten. Aeusserlich gleichen sie ganz den Rosenstacheln (§. 43), sind aber nicht wie diese Emergenzen, d. i. aus dem Grundgewebe angelegt. Sie entstehen (nach Delbrouck und Uhlworm) aus einer Epidermiszelle, welche sich etwas über die Nachbarzellen emporwölbt und dann radiär theilt (Fig. 227 *a*), eine der Tochterzellen später nochmals (Fig. 227 *b*). Dann tritt in der vordersten der drei Zellen eine schiefe Wand auf, wodurch an die Spitze des ganzen Gebildes eine keilförmige Zelle zu liegen kommt (Fig. 227 *c*). Die beiden anderen Zellen theilen sich ebenfalls,

[1]) Häufig wird die Blattspitze durch ein einfaches, einzelliges, meist stark verdicktes Haar gebildet (*Anomodon rostratus*, *Tetraplodon urceolatus* etc.), das in der Regel äusserst mächtige Cuticulargebilde zeigt (*Racomitrium canescens* etc.).

[2]) Delbrouck, C. *l. c. pag.* 35 ff.

aber tangental (Fig. 227 *d*, *e*), und unmittelbar darauf die mittlere radial. Hierauf beginnt ein mehr unregelmässiges Allwärtstheilen, wodurch ein mächtiger Gewebekörper gebildet wird, der an seiner Oberfläche gleichsam eine Art Epidermis zeigt, indem alle oberflächlichen Zellen sich tangental theilen. Endlich strecken sich die Zellen, von den obersten beginnend, und verdicken ihre Wände, womit der Stachel fertig ist (Fig. 227 *f*).

Der Inhalt der Zellen ist bei den einzelligen, einfachen und bei den zusammengesetzten, mehrzelligen Haaren so ziemlich der gleiche. Nicht selten führen sie Luft und erscheinen dann silberglänzend, meist aber enthalten sie farblosen Zellsaft und, in der Jugend wenigstens, reichliches, strömendes Protoplasma (Wurzelhaare von *Hydrocharis morsus ranae*, Brennhaare von *Urtica*, Staubfadenhaare von *Tradescantien*, vergl. Fig. 88, 89), in welchem Chlorophyllkörner (*Oxalis*, *Piper*, *Abutilon*, *Gesneria*, *Lantana*), Stärke, seltener Krystalle sich vorfinden. Jung enthalten sie immer grössere Mengen von Gerbstoffen, wohl auch Zucker. Häufig erscheinen sie, besonders an Blüthenorganen (*Salvia*, *Delphinium*, *Antirhinum*, *Tagetes*), gelb, roth, blau oder violett gefärbt, durch gelöste oder geformte Farbstoffe im Inhalte (Taf. II, Fig. 1 und Fig. 16) oder durch Membranfärbung (*Edwardsia*) hervorgebracht.

Die dünn- oder dickwandige, häufig geschichtete oder verkieselte (*Urtica*, *Borragineen*), auch porös (Fig. 219 *e*), einseitig (Fig. 219 *c*), seltener spiralig (Samenhaare von *Acanthaceen* und *Asclepiadeen*, Luftwurzelhaare von *Aroïdeen*) verdickte Zellhaut ist in der Regel durch mehr oder minder mächtige, oft spiralig angeordnete Cuticularbildungen ausgezeichnet (Fig. 219 *a*, *b*, *f*; Taf. II, Fig. 1 und 16), welche in verschiedenen Haarzellen sogar ganz verschiedenen Typus zeigen können [1]) (*Brunfelsia eximia*, *Veronica Chamaedrys*).

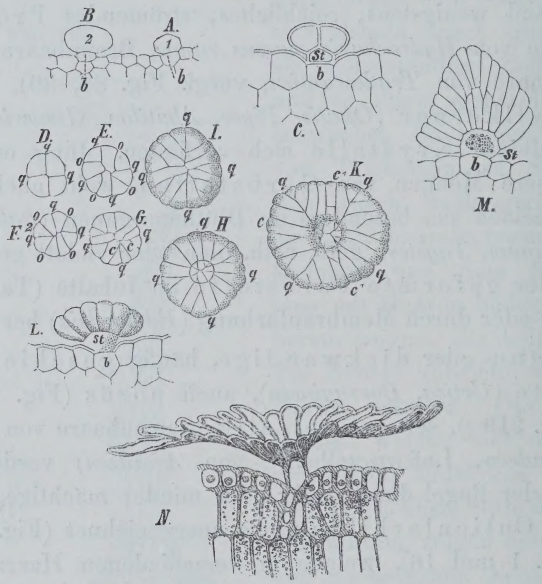
Früher oder später sterben die Trichome sehr häufig und fallen dann ab; es bleiben nur ihre Insertionsstellen — gleichsam als Narben — zurück.

Eine ganz besondere Kategorie von Trichomen finden wir bei den als Schülfern oder Schuppen bekannten Gebilden, wie sie Farne, *Eleagneen* u. s. w. zeigen (Fig. 228 *N*). Im Allgemeinen bestehen sie aus einem kürzeren oder längeren Stiele, auf welchem ein aus strahlig angeordneten und zu einer Scheibe verwachsenen Zellen bestehendes, horizontal ausgebreitetes Scheibchen oder Schildchen ruht.

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare.“ Fig. 56, 58.

Bei *Hippuris vulgaris* sitzen sie an den Internodien und der oberen Blattfläche, und bestehen aus einer dünnwandigen Basalzelle (*b* in Fig. 228 *L*), auf welcher, in eine muldenförmige Vertiefung der Oberhaut versenkt, die kurze und mässig verdickte Stielzelle (*st* in Fig. 228 *L*) ruht, die ihrerseits auf ihrem gewölbten Rücken eine kreisrunde bis elliptische oder nierenförmige Scheibe (Fig. 228) von 40—80 μ Durchmesser trägt. Letztere, an ihrer Oberseite öfters etwas napfförmig vertieft (Fig. 228 *H*, *K*), besteht aus zahlreichen (bis 30) radial angeordneten Zellen, die sämmtlich in Einer Ebene

Fig. 228.



Vergrösserung 250. Entwicklung der Scheibenhaare von *Hippuris vulgaris*. (Nach Rauter.) *b* Basalzelle, *st* Stielzelle, *A*, *B*, *C*, *L*, *M*, *N* Querschnitte. *D*—*K* Flächenansichten. *N* eine Blattschuppe vom Blatte von *Eleagnus angustifolia*. (Nach Unger.)

liegen. Ihre Entwicklung hat Rauter[1]) verfolgt. Eine sich halbkugelig emporwölbende und sogleich scheibenförmig auswachsende Epidermiszelle theilt sich durch eine Querwand (Wand 1 in Fig. 228 *A*), welche in der Höhe der Aussenwände der benachbarten Oberhautzellen auftritt, in zwei übereinander liegende Tochterzellen, deren untere (*b* in Fig. 228 *A*) zur Basalzelle wird, während sich die obere durch nochmalige Quertheilung (Wand 2 in Fig. 228 *B*) in den kurzen, trichterförmig nach Aussen erweiterten Stiel und in die Mutterzelle der Haarscheibe differentiirt. Letztere zerfällt durch drei,

[1]) *l. c. pag.* 12 ff.

rasch nach einander entstehende Wände (Wände *q* in Fig. 228 *C* [von der Seite], *D* [von oben gesehen]) in vier quadrantisch angeordnete Zellen. Jeder Quadrant theilt sich nun durch eine seinen Bogen halbirende und radial nach Innen verlaufende Wand (Wand *o* in Fig. 228 *E*, *F*) in zwei, ziemlich gleich grosse Oktanten. Die Oktantenwände (*o*) setzen sich in sanfter Krümmung nahe dem Centrum der Scheibe an die Quadrantenwände (*q*) an, wobei sie entweder in allen Quadranten dieselbe Richtung einhalten (Fig. 228 *E*), oder nicht (Fig. 228 *F*). Die weiteren Theilungen (Fig. 228, *G*—*K*) unterliegen keinem durchgreifenden Gesetze und sind abhängig vom Breitenwachsthume der einzelnen Oktanten. Meist wächst der bis zum Centrum reichende stärker, und theilt sich durch eine, schief nach Innen verlaufende Wand, so dass nun der ganze Quadrant aus drei Zellen besteht: aus einer mittleren, bis zum Mittelpunkte der Scheibe reichenden (*c* in Fig. 228 *G*), und aus zwei seitlichen, keilförmigen. Die mittlere wird entweder gleich zur Dauerzelle (*c* in Fig. 228 *K*), oder zerfällt noch früher in eine Rand- und eine Flächenzelle (*c'* in Fig. 228 *K*). Die beiden seitlichen theilen sich durch bald nach rechts, bald nach links hin sich ansetzende Wände in der Weise, dass die stets radial gelegenen Zellen immer kürzer werden. Etwas verschieden davon sind die in den Blattachseln der Pflanzen stehenden Schülfern. Da trägt der frei über die Epidermis ragende Stiel (*st* in Fig. 228 *M*) einen aufrecht gestellten Fächer aus strahlig angeordneten, in Einer Schicht liegenden Zellen. Die Entwicklung geschieht in der Weise, dass hier bei der Gipfelzelle die Quadrantentheilung unterbleibt.

Bei *Shephardia ferruginea* beginnt die Stielbildung der Schülfern erst, nachdem in der Scheibe bereits zahlreiche Theilungen stattgefunden, auch besteht nur der peripherische Theil des kräftigen Stieles aus Theilungsproducten von Epidermiszellen; sein centraler verdankt der ersten Parenchymlage unter der Oberhaut seinen Ursprung. Wir hätten also auch hier einen Uebergang zu den Emergenzen vor uns.

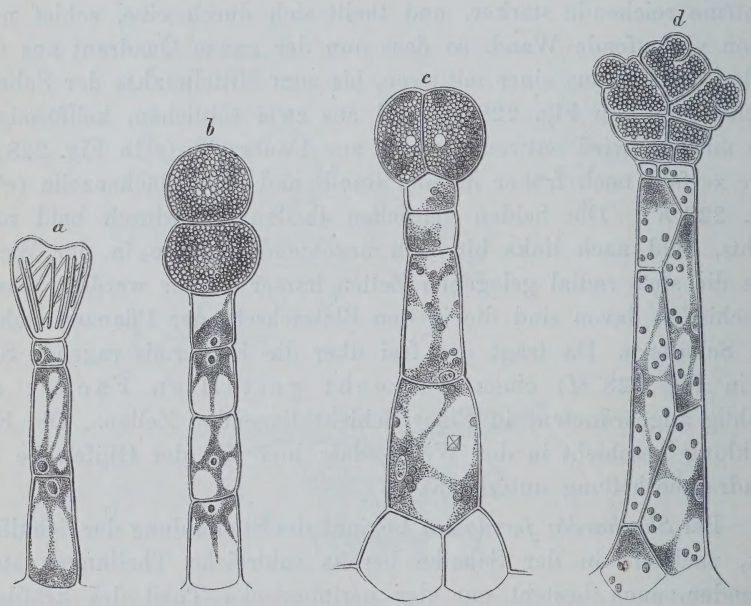
Auch die das Lupulin absondernden sogenannten Scheibendrüsen an den Deckblättern und Früchtchen des Laubzapfens, sowie an der Unterseite junger Blätter von *Humulus Lupulus*, die von innen oft ganz gelb punktirt erscheinen, gehören hieher. Die aus Einer Zelllage bestehende Scheibe hat etwas wulstartig aufgetriebenen Rand, und das Secret[1]) (Lupulin) sammelt sich in dem dadurch

[1]) An getrockneten Zapfen beträgt die Menge desselben 8—16% des Gesammtgewichtes.

gebildeten sehr seichten Napfe, und zwar unmittelbar unter der Cuticula, wodurch diese allmälig blasig emporgehoben wird, bis sie endlich unter dem Drucke der in steter Zunahme begriffenen Secretionsmasse aufreisst[1]), wobei sie sehr schön das Netz der einst von ihr bedeckten Zellfläche zeigt[2]).

Den gewöhnlichen Haaren reihen sich die Köpfchenhaare[3]) an (Fig. 229). Sie bestehen aus einem ein- oder mehrzelligen Stiele, dessen Zellen, deren Anordnung, Inhalt u. s. w. ganz mit den gewöhnlichen Trichomen zusammenfällt und der an seiner Spitze ein

Fig. 229.



Vergrösserung 300. Köpfchenhaare. *a* von den Blättern von *Origanum Majorana*, *b* vom Stengel von *Bryonia alba*, *c* von den Blumenblättern von *Salvia gesnerifolia*, *d* von den Blättern von *Tellina grandiflora*.

kugeliges oder ellipsoidisches, im Allgemeinen oben bauchig aufgetriebenes Köpfchen trägt, das durch seinen Inhalt sich wesentlich von den Zellen des Stieles unterscheidet und in der Regel durch Secretion eigenartiger Stoffe, Fette (*Primula crenata*, *Primula farinosa* etc.), ätherischer Oele (*Labiaten*) etc. sich auszeichnet[4]).

---

[1]) Fast immer längs des Scheibenrandes.

[2]) Rauter, *l. c. pag.* 26.

[3]) Vergl. auch die Figuren 9, 65, 90 *l*.

[4]) Auch gewöhnliche Haare können als Secretions-Organe fungiren, z. B. die von *Cistus creticus*, welche eine klebrige, aus einem kampherartigen,

Im einfachsten Falle stellen sie kleine, auf kurzem Stiele sitzende, meist mit zwei- oder vierzelligem Köpfchen versehene Gebilde dar, die man Glandeln nennen kann (*Artemisia*, *Salvia*, *Gesneria*, *Pelargonium* etc. [Fig. 196]), und die in der Regel (*Salvia*, *Mentha* etc.) durch Secretion von ätherischem Oele den Geruch der von ihnen bedeckten Pflanzentheile bedingen.

Wird der Stiel länger, d. h. erhebt sich das Trichom mehr über die Oberfläche der Epidermis, so nennt man es ein Köpfchenhaar.

Vor Allem ist es das Köpfchen desselben, das uns interessirt. Es kann zunächst ein- oder mehrzellig sein; in ersterem Falle ist es entweder kugelig[1]) (*Geranium sylvaticum*, *Primula sinensis*, *Ajuga pyramidalis* etc.) oder eiförmig[2]) (*Pulmonaria mollis*, *Geranium phaeum* (Taf. II, Fig. 15), herzförmig (Fig. 229 *a*), birnförmig[3]) (*Digitalis purpurea*, *Pulmonaria mollis*, *Salvia gesnerifolia* etc.), auch wohl flaschenförmig[4]) (*Pelargonium*-Arten) u. s. w. Bei mehrzelligem Köpfchen können die Zellen desselben entweder neben- (Fig. 229 *c*) oder übereinander (Fig. 229 *b*) gelagert sein, oder einen völligen Zellkörper bilden (Fig. 229 *d*). Das ganze Köpfchen ist in der Regel becherförmig[5]) (*Maurandia semperflorens*, *Origanum Majorana*, *Antirrhinum majus* etc.), oder

ätherischen Oele, einer Harzsäure und einem weichen, neutralen Harze bestehende Substanz — das *Ladanum* — ausscheiden, das in Gestalt grösserer oder kleinerer Tropfen die Gliedzellen umhüllt. Besonders interessant sind die Betuloretinsäure ausscheidenden Trichome der Birke. Nach Mikosch („Oesterr. botan. Zeitung", 1876, *pag.* 213 ff.) stehen sie bei der genannten Pflanze an den Laubblättern überall, an der oberen Seite der Nebenblätter und an der einjährigen Axe. In der Knospenlage bedecken sie die Blätter ganz, später werden die an der Blattunterseite stehenden fast alle abgeworfen; die an der Blattoberseite bleiben jedoch erhalten. Es sind echte Trichome. Eine Epidermiszelle zerfällt durch radiale Zweitheilungen in vier in einer Längsreihe stehende Zellen, die papillös in die Höhe wachsen und sich nun tangental theilen. Es sind jetzt zwei Zellreihen gebildet, eine äussere, die zur Begrenzungsschicht des Trichoms wird und sich weiter radial theilt, und eine innere, sich radial und tangental theilende, die zu einem parenchymatischen Gewebekörper wird, der den Innenraum des Haares erfüllt. Die Zellen der äusseren Reihe vermehren sich rasch und wachsen zu langen, nur an der Basis zusammenhängenden, morgensternartig angeordneten Papillen aus. Sie sind die Secretionszellen, aus denen die Betuloretinsäure austritt und die zarte Cuticula der Zellen blasig abhebt. Das Innengewebe — früher farblos — wird später durch Chlorophyll grün, noch später braun bis schwarz. Die Ausscheidung selbst bildet eine blassgelbe, syrupdicke Masse, aus der später die Betuloretinsäure in fester Form ausgeschieden wird.

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." Fig. 258, 271, 286, 308, 344, 372 etc.

[2]) Derselbe. Fig. 254, 375, 417 etc.

[3]) Derselbe. Fig. 211, 253, 285 etc.

[4]) Derselbe. Fig. 367.

[5]) Derselbe. Fig. 280, 307, 311.

schirmförmig gestaltet (Fig. 199; Taf. II, Fig. 13), sehr häufig seinen Aufbau durch abwechselnd nach rechts und nach links geneigte Theilungswände auf's deutlichste verrathend [1]). Die Grösse desselben ist immer, oft um vieles, beträchtlicher als der Durchmesser der oberen Stielzellen, schwankt aber ganz ausserordentlich [2]). Nicht selten erscheint es durch gelöste oder geformte Farbstoffe gefärbt, insbesondere an Blüthentheilen, und zwar gelb [3]) (schwefel-, ocker-, gold-, grüngelb oder orange) bei *Digitalis*-, *Ajuga*-, *Nicotiana*-, *Salvia*-, *Aster*-, *Thymus*-Arten; rosa [4]) (Taf. II, Fig. 15) bei *Geum*-, *Primula*-, *Lactuca*-, *Geranium*-Arten; violett (Taf. II, Fig. 13) bei *Scrophularia*-, *Lantana*-, *Androsace*-Arten; braun [5]) bei *Leontodon*-, *Pelargonium*-, *Pentstemon*-Arten, auch wohl grün [6]) (durch Chlorophyll) bei *Hyssopus*-, *Primula*-, *Aster*-, *Mentha*-Arten u. s. w. Dabei bemerkt man häufig, dass die Zellen des Stieles und die des Köpfchens verschiedene Pigmente führen: bei *Lychnis viscaria* (Stiel rosa, Köpfchen gelb), *Salvia variegata*, *Antirrhinum majus*, *Aeschinanthus ramosissimus* etc. (Stiel violett, Köpfchen gelb) u. s. w.

Ausser Pflanzenfetten, Harzen und ätherischen Oelen enthalten die Haarköpfchen oft grosse Mengen von Amylum (*Antirrhinum*, *Tellina*, *Bryonia*, *Nicotiana*), das später oft wieder verschwindet (*Rhus Cotinus*) [7]), ebenso Gerbstoffe [8]), und zwar eisengrünenden (*Bryonia*, *Primula*, *Rhus*) oder eisenbläuenden (*Geranium*, *Geum*, *Pelargonium*), häufig ersteren in den Stiel-, letzteren in den Köpfchenzellen (*Geum virginianum*, *Geranium sylvaticum*). Auch Zucker ist, besonders in den Stielzellen, häufig nachweisbar (*Pulmonaria mollis*, *Antirrhinum majus*), doch fehlt er oft in den Haarzellen völlig, und zwar selbst dort, wo das Gewebe, auf welchem die Köpfchenhaare stehen, denselben in grossen Mengen enthält (*Pentstemon*). Ganz allgemein ist das Vorkommen von Chlorophyllkörnern [9]) in den Stielzellen, desgleichen von Krystallen etc.

[1]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." Fig. 309, 404 etc.

[2]) Von etwa 70 μ Diameter (*Digitalis lutea*) bis 200 μ (*Pentstemon Cobaea*) u. m.

[3]) Weiss, A. *l. c.* Fig. 197, 211, 257, 332, 365.

[4]) Derselbe. Fig. 285, 308, 374, 382, 408.

[5]) Derselbe. Fig. 344.

[6]) Derselbe. Fig. 197, 380, 381.

[7]) Sehr häufig ist auch die dem Köpfchen nächst anliegende Stielzelle, die, wie die Entwicklungsgeschichte zeigt, ihm oft genetisch angehört, mit demselben Secretionsproducte, wie die Köpfchenzellen erfüllt. (Vergl. Weiss, A. *l. c.* Fig. 284, 325, 344, 398 etc.); Martinet, M. J. „*Ann. des sc. nat.*" 1872. XIV. *pag.* 91 ff.)

[8]) Sie scheinen mit den Farbstoffen zusammenzuhängen, da sie immer mehr aus dem Inhalte schwinden, je intensiver sich derselbe tingirt.

[9]) Sie vergrössern demnach die assimilirende Oberfläche der Pflanze.

Häufig erfolgt die Ausscheidung des Secretes der Haarköpfchen so stürmisch und in solchen Mengen, dass es die Cuticula der Köpfchenzellen abhebt, endlich sprengt und sich nach aussen ergiesst (*Humulus*, *Cannabis* [Fig. 65], *Rosmarinus* etc.).

Die Entwicklung der Köpfchenhaare erfolgt nach zweifachem Typus. Entweder [1]) es wird die oberste der zwei Tochterzellen, in welche die Haarmutterzelle (Oberhautzelle) durch die erste Theilungswand zerfällt, dadurch, dass sie sich abrundet etc. sofort zur Köpfchenzelle oder zur Mutterzelle der Köpfchenzellen, und die untere Tochterzelle bildet durch wiederholte Theilungen nach und nach die Stielzellen, deren Mutterzelle sie demnach vorstellt; es entsteht also da das Köpfchen früher als die Anlage der weiteren Stielzellen (*Geranium phaeum*, *Primula sinensis*, *Cannabis sativa*). Oder — und das ist der häufigere Fall — es werden zunächst durch wiederholte Theilungen, die in der Regel von der obersten Tochterzelle besorgt werden, die sämmtlichen Stielzellen angelegt, und erst, nachdem diess geschehen, schwillt die oberste Stielzelle zum Köpfchen an, theilt sich dann auch wohl nach einem anderen Gesetze weiter (vergl. Fig. 199 und Text *pag.* 313); letzteres entsteht daher nach der Bildung sämmtlicher Stielzellen [2]).

Von besonderer Bedeutung sind die secernirenden Köpfchenhaare (Zotten, Leimzotten, Colleteren von Hanstein [3]) genannt), welche die Blattknospen so vieler Pflanzen (*Populus*, *Alnus*, *Aesculus*) vor und während ihrer Entwicklung mit Harz oder harzähnlicher Substanz [4]) (Gummischleim [*Polygoneen*], Gummiharz [*Aesculus*, *Coffea*, *Cunonia*], Leim [*Ribes*]) bedecken. Sie bestehen aus einem in der Regel kurzen, ein- oder mehrzelligen zuleitenden Stiele und aus den zu einem mannigfach gestalteten Köpfchen vereinigten Secretionszellen. Das Secret (Gummischleim) entwickelt sich durch Quellung (Verschleimung) der unter der Cuticula gelegenen Membranschichten [5]) (vergl. §. 8, *pag.* 44 ff.) des Haarköpfchens, sammelt sich zwischen der Cuticula, die es blasig auftreibt (Fig. 65)

---

[1]) Weiss. A. *l. c. pag.* 664 ff.

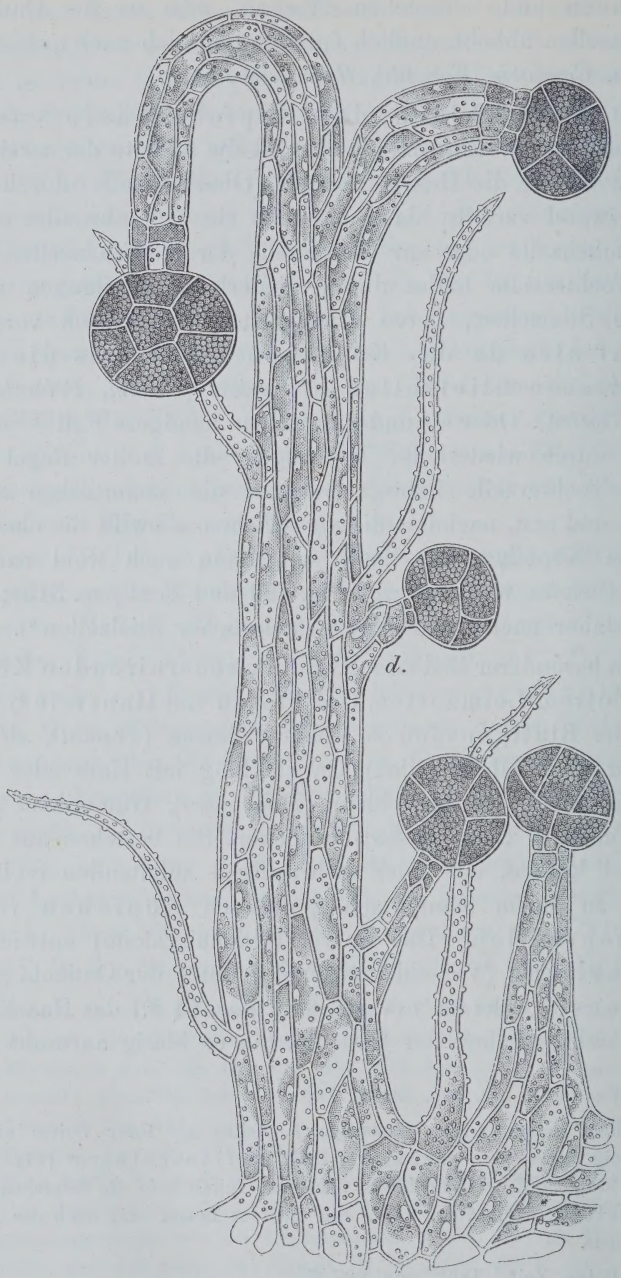
[2]) Nicht selten zeigen einzellige Köpfchen an ihrer Spitze eine kleine, uhrglasförmig angesetzte, verkümmerte Zelle („Pflanzenhaare“ [Fig. 211 *a*, 264 bis 268, 271 *a*, 308]), welche öfters denselben Inhalt wie die Köpfchenzelle führt (Ebendaselbst, Fig. 270 *a*, 416). Sie entsteht immer erst nach der Ausbildung des Köpfchens.

[3]) „Botan. Zeit.“ 1868. *pag.* 697 ff.

[4]) Hanstein nennt diese Substanz Blastocolla. Sie bildet sich wohl aus Stärke und Gerbstoffen.

[5]) Hanstein nennt diese Membranlagen Collagenschicht.

Fig. 230.



Vergrösserung 250. Ein sehr zusammengesetztes Köpfchenhaar von *Ribes Grossularia*.

und der Cellulosehaut an, sprengt die erstere endlich und ergiesst sich über die Knospentheile. Die Organe, welche vorzüglich mit

diesen Colleteren besetzt sind, sind verschiedene. Entweder es sind die den Laubblättern in der Entwicklung vorangehenden Nebenblätter (*Viola*, *Leguminosen*, *Passifloren*, *Caprifoliaceen*, *Rubiaceen*) oder diese und die Blattscheiden (*Polygoneen*), oder die Nebenblätter und Laubblätter zusammen (*Alnus*, *Ribes*, *Geraniaceen*, *Corylinen*), auch wohl die Hüllschuppen der Knospe allein (*Aesculus*), oder diese und die Laubblätter (*Azalea*, *Rhus*, *Oleaceen*) oder, wo letztere ohne Nebenblätter und Hüllschuppen auftreten, die Laubblätter allein (*Solaneen*, *Labiaten*, *Compositen*) oder endlich, es treten die Colleteren in den Blattachseln auf (*Asclepias*). Häufig nimmt auch die junge Oberhaut zwischen den Zotten an der Secretion theil (*Polygoneen*), oder ist — beim Fehlen von Köpfchenhaaren — allein an derselben betheiligt (*Populus*) u. s. w.

Sowie der Blattrand, respective die Blattzähne, häufig von gewöhnlichen Trichomen gebildet werden, so sind es nicht selten Köpfchenhaare, welche sie hervorbringen. Dieselben unterscheiden sich indess durch gar nichts von den bereits betrachteten [1]).

Als Uebergangsgebilde von den Köpfchenhaaren zu den Emergenzen wollen wir noch der grossen, mehrere Millimeter langen, sehr zusammengesetzten Haarbildungen gedenken, welche an Nebenblättern und Blattstielen von *Ribes Grossularia* [2]) (Fig. 230) und den Knospenschuppen etc. von *Ribes sanguineum* [3]) beobachtet sind. Sie bestehen aus einem massiven, vielzelligen, chlorophyllführenden Stiele, dessen peripherische Zellen hie und da zu einfachen einzelligen Haaren oder zu Köpfchenhaaren — ich möchte sagen, zweiter Ordnung — ausgewachsen sind, und der an seiner Spitze wieder Ein oder mehrere Haarköpfchen trägt. Ihren Ursprung nehmen diese hoch zusammengesetzten Haarbildungen aus einer Oberhautzelle, die zunächst papillös auswächst und sich sodann in zwei Tochterzellen theilt. Die Wand, durch welche diess geschieht, kann nun (Rauter) verschieden gestellt sein. In der Regel zerfällt nämlich die Haarmutterzelle durch eine Längswand in zwei fast gleiche Tochterzellen (Wand *q* in Fig. 231 *a*, *b* [von oben gesehen]), deren jede sich weiter durch eine senkrecht zur vorigen gestellte, bogenförmige, seitlich geneigte Wand theilt (Fig. 231 *c*, *d*), wodurch das junge Trichom zunächst aus vier, mehr weniger quadrantisch gestellten Zellen gebildet erscheint. Oder aber, die erste Theilungswand (1 in Fig. 231 *l*) setzt sich gleich bogenförmig an und theilt die Haar-

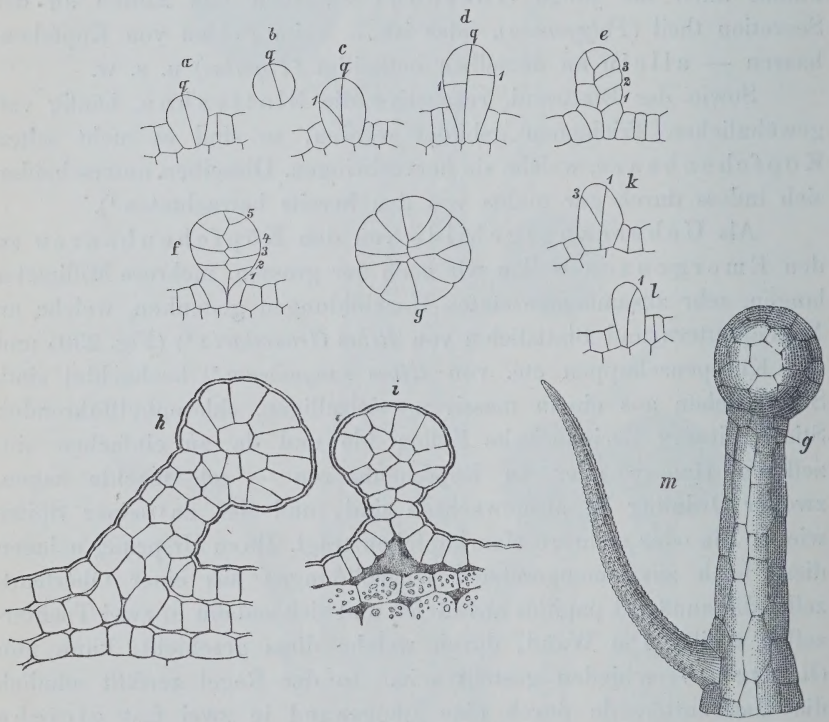
[1]) Vergl. auch Reinke, J., in „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik." X. *pag.* 119 ff.

[2]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." *pag.* 615 ff.

[3]) Rauter, F. *l. c. pag.* 12 ff.

mutterzelle in zwei ungleich grosse Tochterzellen. In der grösseren tritt nun wieder eine vom Grunde der Haarmutterzelle etwas schief nach auf- und auswärts verlaufende Längswand auf, die sich an erstere seitlich ansetzt, aber meist höher hinaufreicht, wie diese. Eine dritte Wand (Wand 3 in Fig. 231 *k*), welche sich an die beiden vorhergehenden unter einem spitzen Winkel ansetzt, schneidet am Scheitel des jungen Trichomes eine verkehrt dreiseitig pyramidale Zelle ab, welche mit ihrer Spitze zwischen die durch

Fig. 231.



Vergrösserung *a—l* 320, *m* 220. Entwicklung der Köpfchenhaare von *Ribes sanguineum*. (Nach Rauter.) Die Ziffern bedeuten die Aufeinanderfolge der Theilungswände.

die beiden ersten Theilungswände gebildeten drei Zellen eingesenkt ist und öfters — ohne bestimmte Reihenfolge — noch 1—2 Segmente abscheidet. Das weitere Längenwachsthum des Haares erfolgt in beiden Fällen durch Theilungen der drei (Fall 2) oder vier (Fall 1) bis nun gebildeten Zellen durch senkrechte und schief zur Längsaxe des Haares gestellte, meist acropetal auftretende Wände (Fig. 231 *e, f, g* [von oben gesehen]). Die Köpfchenbildung beginnt damit, dass eine unbestimmte Zahl der durch Querwände abgeschnittenen Zellen

des oberen Haar-Endes sich radial streckt (Fig. 231 *h*) [1]). Das Köpfchen erreicht die schliessliche Zahl seiner Zellen durch meist nach allen Seiten hin radial ausstrahlende Wände (Fig. 231 *m*). Der Stiel geht im einfachsten Falle (an der Blattspreite, Fig. 231 *i*) [2]) nur aus dem unteren Theile der Haarmutterzelle hervor, indem dieser eng und cylindrisch bleibt, während sich ihr oberes Ende zum Köpfchen aufbaucht. Bei den robusten Formen (an den Blattstielen, Fig. 230, Fig. 231 *m*) besteht aber der Stiel aus einem meist sehr kurzen oberen Theile (*g* in Fig. 231 *m*), hervorgegangen aus der Haarmutterzelle, und einem langen unteren Theile, entstanden durch radiales Wachsen der unmittelbar unter der Haarmutterzelle liegenden ersten und zweiten Parenchymschicht und der sie zunächst umschliessenden Epidermiszellen. Das Gebilde gehört also nur zum Theile directen Producten einer Oberhautzelle an [3]).

Das Vorkommen der Pflanzenhaare ist ein ausserordentlich verbreitetes, insbesondere an Blattorganen und bei Stammorganen an den Blüthenstielen [4]). In der Regel zeigt jede Pflanze verschiedene, oft sehr zahlreiche Haarformen, doch sind gewisse Trichome unverkennbar gewissen Pflanzentheilen besonders (nicht ausschliesslich) eigen. So die keulen- und tonnenförmigen der Blüthe und ihren Theilen, die T-förmigen dem Haarfilze u. s. w., desgleichen zeigen gewisse Pflanzenfamilien für sie ganz charakteristische Haarformen, so die *Asperifolien*: einzellige, robuste Borsten; die *Gramineen* und *Papilionaceen*: einfache conische Haare; *Hibiscus*, *Helianthemum*, *Cistus* etc.: Büschelhaare; *Nicandra*, *Phlomis*, *Verbascum* etc.: verästelte; *Hieracium*, *Ribes* etc.: zusammengesetzte Haarformen u. s. w. Es ist übrigens die Behaarung ausserordentlich abhängig von Klima, Standort u. dgl. Dieselbe Pflanze wird haarig, wenn sie von feuchtem Standorte in trockenen, dürren Boden versetzt wird und umgekehrt (*Geranien*, *Laserpitium pruthenicum*); behaarte Pflanzen werden kahl bei Versetzung aus kaltem, gebirgigem Orte in warmen feuchten Boden (Alpenpflanzen, Pflanzen der Polar-

---

[1]) Bei den kurzgestielten Trichomen der Blattfläche erfolgt das schon sehr frühe.

[2]) Oft befindet sich eine mehr minder grosse Luftlücke (Fig. 231 *i*) unter der Stielbasis.

[3]) Nach Delbrouck (*l. c. pag.* 64 ff.) sollen diese robusten Trichome nicht aus einer Epidermiszelle entstehen, sondern vom Anfange an durch Wucherung der ersten Periblemlagen angelegt werden. Sie müssten in diesem Falle den Emergenzen zugezählt werden; meine bisherigen Beobachtungen, die denen Rauter's conform sind, widersprechen dem.

[4]) Näheres darüber: Weiss, A. *l. c. pag.* 622 ff.

flora, *Cichorium dulce*, *Brassica*-Arten); Pflanzen, welche in kaltem oder heissem Klima an dürren Orten wachsen, sind meist behaart (*Ranunculus glacialis* und *lanuginosus*, *Veronica verna*, *triphylla*, *praecox*, *officinalis*, die meisten *Labiaten* und *Borragineen*, *Verbascum-*, *Digitalis*-Arten etc.), während Arten derselben Gattung, in der Ebene oder an feuchten Standorten lebend, kahl sind (*Ranunculus Lingua*, *Flammula*, *sceleratus*, *Veronica Beccabunga*, *Anagallis*, *scutellata*, *Umbelliferen*, *Nymphaeaceen*, *Portulaceen* etc.).

Die physiologische Bedeutung der Trichome ist sicher eine sehr vielfache und wichtige. In erster Linie schützen sie die von ihnen bedeckten Theile vor zu grosser Erwärmung oder Abkühlung, überhaupt vor jähem Temperaturwechsel durch die zwischen ihnen gefangen gehaltene, schlecht leitende Luftschicht. Daher das Behaartsein der Alpen- und Polarpflanzen, junger zarter Knospentheile und das Abfallen der Trichome bei Uebersetzung in wärmeren Standort oder nach der Knospenentfaltung, daher der auffallende Haarmangel bei Wasserpflanzen u. s. w. Durch Condensirung von Wasserdampf zwischen ihren Maschen schützen sie die Pflanzen vor Austrocknung, sie vergrössern die verdunstende, einsaugende und assimilirende Oberfläche der Gewächse, erleichtern die Befruchtung, besonders die durch Insectenhilfe (Narben- und Staubfadenhaare), oder ermöglichen dieselbe (*Aconitum*, *Viola*, *Vicia*); sie vermitteln ferner die Ausstreuung von Samen und Früchten über weite Flächen, erleichtern das Hinaufklettern an Unterlagen, ohne die Pflanzen zu einem starken Sichanpressen an dieselben zu zwingen, schützen zarte, jugendliche Theile vor zu grossem gegenseitigen Drucke (Behaarung im Knospenzustande) und dienen (als Spitzen) sicher zur Ableitung und Einsaugung der atmosphärischen Elektricität u. s. w.

§. 43. Emergenzen (Stacheln).

Von den Trichomen scharf zu trennen, wenn auch durch mannigfaltige Uebergänge mit ihnen verbunden [1]), sind jene Anhänge von Pflanzenorganen, welche nicht aus einer Oberhautzelle entstehen, sondern vom Anfange an durch Wucherungen des unter der Epidermis gelegenen Parenchyms (Periblems) angelegt werden und im ausgebildeten Zustande meist ziemlich mächtige Gewebekörper darstellen, welche von der Epidermis des Tragorganes überzogen sind [2]). Ich will

[1]) Vergl. besonders: Delbrouck, C. „Die Pflanzenstacheln.“ Bonn 1875.

[2]) Suckow, F. „Die Pflanzenstacheln.“ Dissert. Breslau 1873.

Uhlworm, O. „Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Trichome“. Dissert. Breslau 1873.

sie nach dem Vorschlage von Sachs[1]) als Emergenzen[2]) bezeichnen und dem äusseren Habitus und der Consistenz nach als stachliche (Stacheln) und haarige Emergenzen unterscheiden. Zu ersteren gehören die Stacheln der Rosen (Rauter)[3]), die von *Acacia horrida*, *Gunnera scabra*, *Smilax aspera*, *Aralia spinosa*, *Ribes Grossularia* etc., ferner die Stacheln, Warzen, Tuberkeln etc., auf der Oberfläche vieler Früchte (*Datura Stramonium* [Warming], *Canna*-Arten und *Hedysarum spinosissimum* [Poulsen][4]) etc.), zu letzteren die Köpfchenhaare der Rosen (Rauter), sowie die Emergenzen an den Laubblättern von *Droseren* (Nitschke), und an den Blüthenstielen und Blüthenkelchen von *Acacia viscosa* (Weiss), die sogenannten Bärte mancher Blumenblätter (*Menyanthes trifoliata* [Warming]), der Pappus der Compositen u. s. w.[5]).

Streng genommen würden die Emergenzen erst bei dem Grundgewebe, aus dem sie entstehen, abzuhandeln sein; wegen ihrer äusserlich (aber auch nur äusserlich) grossen Aehnlichkeit mit echten Trichomen, sowie der Uebergänge zu denselben, mögen sie indess lieber gleich hier Platz finden. Ich wähle als Beispiele die Emergenzen von Rosa- und *Drosera*-Arten[6]).

An den Blättern und Stengeln der ersteren finden wir sowohl stachliche als haarige Emergenzen, und zwar letztere in Form robuster Köpfchenhaare (Fig. 232 *f*), erstere als die bekannten

---

Warming, E. „*Videnskr. Medd. Kjöbenhavn.*“ 1873. Nr. 10—12.

Delbrouck, C. „Die Pflanzenstacheln.“ In Hanstein's „Botan. Abh.“ II. Bonn 1875.

[1]) „Lehrbuch der Botanik.“ 4. Aufl. Leipzig 1874. *pag.* 164.

[2]) Delbrouck nennt sie Periblemstacheln.

[3]) Die von *Rubus* sind Trichome, desgleichen die von *Chamaerops* (S. 364) und ebensowenig mit den äusserlich gleichen Rosenstacheln zusammenzuwerfen, wie etwa die Ranke der Erbse mit der des Weinstockes, will man nicht eine ganz heillose Confusion in der Organ-Terminologie anrichten.

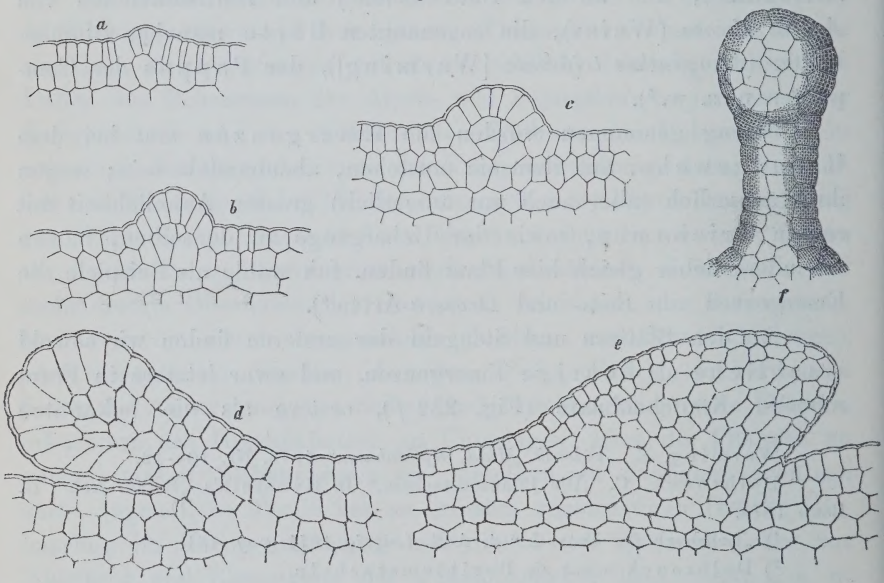
[4]) „*Videnskr. Medd. Kjöbenhavn.*“ 1875. Nr. 16—19. — Das Eintreten des Periblems in die Bildung robusterer Formen, welches, nebenbei bemerkt, schon Eble („Die Lehre von den Haaren“, I. Wien 1831) kannte und Nitschke wiederholt betonte, habe ich ebenfalls vor Rauter ganz ausdrücklich hervorgehoben („Pflanzenhaare“, *pag.* 613, 640, 651 etc.), desgleichen („Verhandl. der k. k. zool.-botan. Ges. in Wien“, VIII. 1858, *pag.* 9 ff.) den successiven Uebergang von einfachen Trichomen in *Squamae* kennen gelehrt.

[5]) Häufig (*Drosera, Nepenthes, Cassia* etc.) verlaufen Fibrovasalstränge in denselben.

[6]) Ganz und gar nicht mit ihnen zu verwechseln und zusammenzuwerfen, obwohl ebenfalls durch Uebergänge verbunden, sind die Dornen (vergl. II. Band), welche den morphologischen Werth eines Blattes, Nebenblattes oder einer Axe haben.

Rosenstacheln. Nach Rauter[1]) entstehen diese Stacheln an den Stengeln und Blättern der *Rosa Bourbon*, sowie die Köpfchen-Emergenzen der Pflanze anfangs in ganz gleicher Weise, so zwar, dass sich zunächst eine kleine Zellgruppe der unter der Epidermis befindlichen Parenchymschicht ganz wenig in radialer Richtung streckt, und dadurch die darüber liegende Oberhaut emporhebt (Fig. 232 *a*). Diese Parenchym- (Periblem-) Zellen theilen sich alsbald durch meist parallel oder schief zur Längsaxe des Tragorganes verlaufende, ohne bestimmte Gesetzmässigkeit auftretende Wände

Fig. 232.



Vergrösserung 320. Entwicklung der Stacheln (*a, b, c, e*) und Köpfchen-Emergenzen (*a, b, c, d, f*) von *Rosa Bourbon*. (Nach Rauter.)

(Fig. 232 *b*). Etwas später (Fig. 232 *c*) ist der Höcker bereits beträchtlich über die Oberfläche erhoben[2]), und die Zellen seiner Epidermis haben sich, entsprechend ihrem tangentalen Flächenwachsthume, durch senkrecht auf der Höckerkrümmung stehende Wände getheilt. Bis dahin lässt sich nicht entscheiden, ob aus der Anlage ein Stachel oder eine Köpfchen-Emergenz wird. Diese wird erst erkenntlich durch die kopfige Ausbildung des oberen Endes (Fig. 232 *d*), jener durch die bedeutende Verbreiterung der Basis und die allmälige Zuspitzung

[1]) *l. c. pag.* 30 ff.

[2]) Die ganze Entwicklung zeigt die grösste Aehnlichkeit mit der Anlage von Blättern und Stengeln bei *Phanerogamen*. (Vergl. II. Band.)

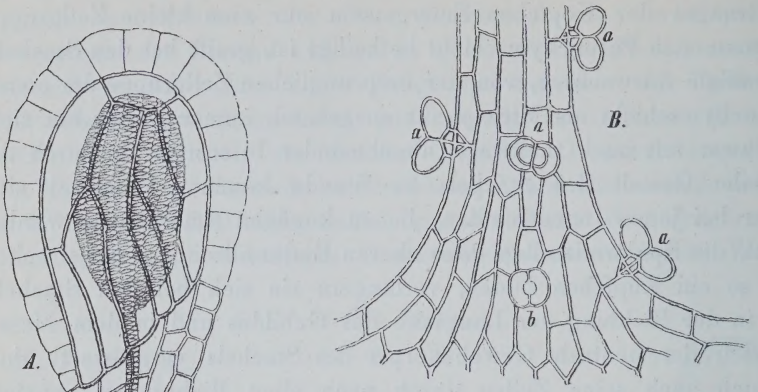
des Scheitels (Fig. 232 *e*). Während weiter, bei Bildung des centralen Zellstranges der Köpfchen-Emergenzen nur eine kleine Zellgruppe der äussersten Parenchymschicht betheiligt ist, greift bei den Stacheln das radiale Auswachsen, von der ursprünglichen Zellgruppe der ersten Parenchymschicht als Mittelpunkt ausgehend, immer weiter um sich, und zwar mit nach rückwärts abnehmender Intensität, wodurch die conische Gestalt des Stachels zu Stande kommt. Während sich ferner bei jenen Jugendstadien, die zu kopfigen Emergenzen werden sollen, die Epidermiszellen ihres oberen Endes allseitig radial strecken und so ein Köpfchen bilden, verlängern sie sich bei den Stacheln blos in der Richtung der Längsaxe des Gebildes und in dem Masse, als sich der centrale Gewebekörper des Stachels vergrössert, theilen sich auch seine Zellen durch nach allen Richtungen geneigte Wände. Ihre Theilungsfähigkeit erlischt zuerst an der Spitze des Stachels, ist jedoch an seinem Grunde noch sehr lange thätig; die ihn umschliessende Oberhaut vermehrt ebenfalls in entsprechender Weise ihre Zellen, bleibt aber einschichtig. Bei den kleinen Stacheln des Blattes betheiligen sich nur zwei bis drei, bei den grösseren des Stengels nicht selten vier bis fünf und mehr Schichten des unter der Oberhaut liegenden Gewebes, jedoch stets in der Weise, dass die erste Schicht weitaus den grössten, die successive tieferen einen immer geringer werdenden Antheil bei Bildung der centralen Gewebsmasse[1]) nehmen. Der centrale Gewebestrang der Köpfchen-Emergenzen wird in der Regel blos durch radial auswachsende Zellen der ersten Periblemlage gebildet und nur bei sehr kräftigen Exemplaren findet noch eine Betheiligung der zweiten Schichte statt.

Die definitive Länge erhalten sowohl die Stacheln als die Köpfchen-Emergenzen durch Streckung ihrer Zellen. Sie beginnt an der Spitze des Stachels bereits zu einer Zeit, wo dessen mittlere und untere Partie noch in lebhaftester Theilung begriffen sind und schreitet basipetal fort (Fig. 232 *e*); das Wachsthum des Stachels ist vollendet, wenn diese Streckung seine Basis erreicht hat. Die Zellen der Rindenschicht behalten ihre Theilungsfähigkeit viel länger bei als jene des inneren Gewebes, weshalb sie auch am ausgewachsenen Stachel ziemlich kurz, an dessen Basis sogar isodiametrisch sind. Der Querschnitt durch den Grund junger Stacheln ist kreisförmig, er wird jedoch später durch die bedeutende Streckung des Internodiums in die Länge gezogen.

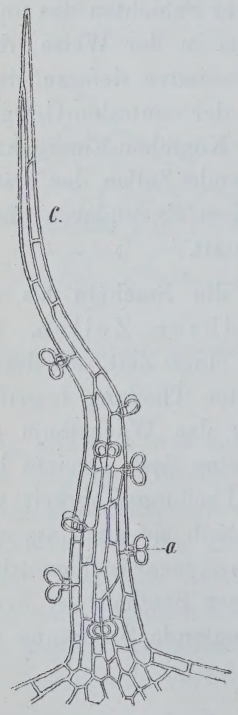
---

[1]) Dieselbe führt bei beiden Arten von Emergenzen bis zum Absterben Chlorophyll, sie assimiliren also und vergrössern die assimilirende Oberfläche der Pflanze.

Fig. 233.



Vergrösserung *A* und *B* 300, *C* 150. Emergenzen in der Nähe des Blattrandes (*A*, *B*) und am Blattstiele (*C*) von *Drosera rotundifolia*. *a* kleine Glandeln, *b* Spaltöffnungen. (Nach Nitschke.)



Die secernirenden kopfigen Emergenzen erreichen ihre Ausbildung grösstentheils schon in der Knospe, und gehen mit zunehmendem Alter ihrer Tragorgane zu Grunde; vollkommen ausgewachsene Stacheln findet man jedoch erst an weit vom Vegetationspunkte entfernten Internodien.

Die Rosenstacheln sind demnach conische Emergenzen der zwei bis fünf äussersten Schichten des Blattstiel- oder Stengelparenchyms, überzogen von der fortlaufenden Epidermis des Tragorganes; die Köpfchen-Emergenzen mehr minder cylindrische Protuberanzen von ein bis zwei Parenchymschichten, gleichfalls mit der Oberhaut des Tragorganes überzogen, deren obere Zellen aber, allseitig radial gestreckt, eine köpfchenförmige Anschwellung bilden.

Alle Stengelstacheln[1]) sind durch eine Korklage (*Periderm*) vom unterliegenden Stengelparenchym getrennt. Dieselbe entsteht gleichzeitig an der ganzen Peripherie der Stachelbasis und schreitet successive nach innen vor, bis sie eine continuirliche Lamelle

[1]) Bei den Stacheln und Köpfchen-Emergenzen des Blattes tritt keine Korkbildung ein.

unter dem Grunde des Stachels darstellt, welche das Abfallen desselben bedingt. Obgleich sich indess die Korklamelle bereits im ersten Sommer bildet, fallen die Stacheln oft erst im vierten oder fünften Jahre ab.

Besonders interessant gebaut sind die Emergenzen, welche die Blattränder und die Blattflächen (Fig. 233 *A*, *B*), sowie die Blattstiele von *Drosera rotundifolia* bedecken[1]) (Fig. 233 *C*). Erstere bestehen aus einem robusten Stiele, dessen Oberhaut Spaltöffnungen (*b* in Fig. 233 *B*) und eigenthümlich gebaute, zweiarmige Glandeln[2]) (*a* in Fig. 233 *B*) zeigt, und dessen Innengewebe von einem einfachen Fibrovasalstrange durchzogen wird, der sich vom Gefässbündel-Systeme der Blattfläche abzweigt. Sowohl die Oberhaut als das Parenchymgewebe des Stieles führen anfangs Chlorophyll, das später durch einen schönen Rosa-Farbstoff ersetzt wird (durch Degradation?). Dieser robuste Stiel trägt ein grosses, eiförmiges, sehr complicirt gebautes Köpfchen (Fig. 233 *A*). Bis auf den, aus dem Stiele unmittelbar in das Innere desselben sich fortsetzenden Fibrovasalstrang sind alle Gewebstheile des Köpfchens gegen den Stiel scharf abgegrenzt. Die Epidermis desselben besteht aus sehr kleinen, zarten Zellen, welche niemals Spaltöffnungen oder Trichome zeigen, und unter welchen eine Parenchymschicht von langgestreckten Zellen liegt, die eine einfache, unten offene und hier zugleich glockenförmig erweiterte, sehr zierliche Hülle bildet (Fig. 233 *A*), welche die grössere, obere Hälfte des centralen, von Spiralfaserzellen gebildeten Kernes eng umschliesst, nach unten aber, d. h. also nach dem Stiele zu, sich öffnet und scharf gegen das Stielgewebe abgrenzt. Das Centrum des Köpfchens — ein regelmässig eiförmiger Körper — besteht aus spindelförmigen Spiralfaserzellen und das Spiralgefäss des Stieles verläuft bis etwa in die Mitte dieses Gewebekörpers (Zellnestes), wo es oft in eine längere Spirale endet.

Die Köpfchen-Emergenzen von *Drosera rotundifolia* secerniren eine äusserst klebrige, in der Sonne glänzende Substanz[3]), welche sie in grossen Tropfen umgibt (daher der Name Sonnenthau) und sind in hohem Grade reizbar, d. h. es neigen sich, wenn ein

---

[1]) Nitschke, Th. „Bot. Zeit." 1860. *pag.* 57 ff., 229 ff.; 1861 *pag.* 141 ff., *pag.* 233 ff.

[2]) Nach Bennet („*Microscop. Journ.*" *1876, January*) besitzen alle carnivoren Pflanzen (*Nepenthes*, *Dionaea*, *Urticularia*, *Gerlizea*, *Pinguicula*) ähnliche zwei- bis vierzellige Glandeln, mit gelblich brauner Substanz erfüllt. Oefters zeigen dieselben noch eigene papillöse Anhänge.

[3]) Nach Nordstedt („Bot. Zeit." 1874, *pag.* 558 ff.) ist sie kein Excretionsproduct, sondern eine Modification des Zellstoffes.

fremder kleiner Körper auf die Emergenzen in der Mitte des Blattes gelegt wird, die des Randes langsam nach der Mitte hin, bis sie zuletzt alle über den Gegenstand (ein Insect z. B.) dicht zusammengebogen sind und ihn festhalten [1]). Dabei wird die Secretion des Köpfchens sehr erhöht, ändert ihre Beschaffenheit und reagirt nun sauer [2]). Nach längerer oder kürzerer Zeit, oft erst nach mehreren Tagen erheben sie sich wieder, nachdem sie, falls der reizende Körper etwa ein Insect war, unter Zurücklassung von dessen Chitinhülle, die animalische Substanz aus demselben aufgesaugt haben [3]).

§. 44. Die Spaltöffnungen (*Stomata*) [4]).

Nur in der ersten Jugend bildet die die Organe höherer Pflanzen nach aussen abschliessende Epidermis eine continuirliche Zellschicht, deren Elemente ohne jegliche Zwischenräume ineinandergefügt sind. Später theilen sich an gewissen Stellen der Oberhaut gelegene einzelne Epidermiszellen (Mutterzellen der Spaltöffnungen), und die beiden so gebildeten Tochterzellen weichen durch Abrunden immer mehr auseinander, bis sich zwischen ihnen ein mehr oder weniger breiter, von den zwei Tochterzellen (Schliesszellen) eingefasster Spalt [5]) gebildet hat, durch den das Pflanzen-Innere mit der Luft in Berührung treten kann. Unter der Spalte steht ein grösserer Luftraum, die sogenannte Athemhöhle (Fig. 191 *c*) mit den Intercellularräumen des Grundgewebes in Verbindung. Man hat diese Mündungen der Intercellularräume des Pflanzen-Innern nach aussen Spaltöffnungen (*Stomata*) genannt.

---

[1]) Vergl. Darwin, Ch. „Insectenfressende Pflanzen", übers. von J. V. Carus. Stuttgart 1876. *pag.* 1 ff.

[2]) Nach Darwin (*l. c. pag.* 13) scheint sie, wie der Magensaft der höheren Thiere, antiseptische Kraft zu besitzen.

[3]) Vergl. das Capitel „Reizbarkeit" im II. Bande.

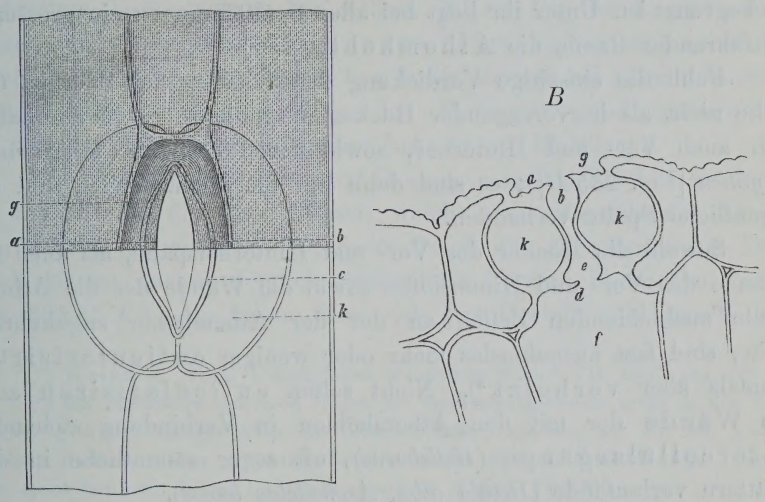
[4]) Die Namen: Poren, Hautdrüsen, Spreitekorn etc., die man den Spaltöffnungen auch beilegte, sind sämmtlich fallen gelassen worden. Gesehen hat sie bereits Grew („*The anat. of plants.*" London 1682, *pag.* 153) und für Oeffnungen erklärt, desgleichen Malpighi („*Anat. plant.*" *Tab.* 109); ihren Bau hat zuerst Moldenhawer („Beitr. z. Anat. d. Pflanzen", Kiel 1812, *pag.* 94 ff.) richtig erkannt. Sprengel („Anleit. z. Kennt. d. Gewächse", Halle 1817, I. *pag.* 111) sah bereits die Cytoblasten in den Schliesszellen, ohne sie indess richtig zu deuten, auch schrieb er den Nachbarzellen derselben die Eigenschaft, die Spalte öffnen und schliessen zu können zu, ohne freilich Beweise dafür beizubringen.

[5]) Karsten's Annahme („Botan. Zeitung", 1848, *pag.* 734), die später von Sorauer („Botan. Untersuchungen", herausgegeben von Karsten, I. 1865, *pag.* 1 ff.) wieder adoptirt wurde, dass nämlich der Spalt durch eine eigene, zwischen den Schliesszellen sich formirende dritte Zelle gebildet werde, ist sicher nicht richtig.

So verschieden nun auch diese Spaltöffnungen bei den verschiedenen Pflanzenarten gebaut sind, so zeigt sich doch wieder so viel Uebereinstimmendes dabei, dass die Beschreibung des Baues einer einzigen genügt; nur ist, um ihn genau zu verstehen, nicht nur die Ansicht der Spaltöffnung von oben (Fig. 234 *A*), sondern auch ein Querschnitt durch dieselbe (Fig. 234 *B*) nöthig.

Die beiden, den eigentlichen Spalt einschliessenden Zellen (*k* in Fig. 234 *B*) — man nennt sie die Schliess- oder Porenzellen — zeigen bei der Betrachtung von oben eine mehr weniger halbmondförmige Gestalt (*k* in Fig. 234 *A*), bilden durch ihr

Fig. 234.



Vergrösserung 340. *A*. Spaltöffnung von *Amaryllis formosissima* von oben gesehen. Der obere Theil der Zeichnung bei hoher, der untere bei tiefer Einstellung des Mikroskopes. Bei ersterer ist die Vorhofspalte (*a*) und der niedere von der Epidermis gebildete Wall (*g*) deutlich zu sehen, die Spalte (*b*) dagegen undeutlich; bei letzterer die Spalte (*c*) und die Schliesszellen (*k*) deutlich, die Vorhofspalte dagegen undeutlich. — *B*. Querschnitt derselben Spaltöffnung. Bezeichnung wie bei *A*. (Nach Mohl.)

Auseinanderklaffen in ihrer Mitte einen grösseren oder kleineren Spalt und fallen unter den übrigen Epidermiszellen schon durch ihren, von diesen wesentlich verschiedenen Inhalt (Chlorophyll- und Stärkekörner etc.) auf. In der Regel ist ihre Wand ungleich verdickt und zeigt besonders auf ihrer äusseren, oberen und unteren Fläche eine besondere Mächtigkeit, so zwar, dass diese Theile oft wie Höcker hervorspringen (Fig. 234 *B* bei *a* und *d*)[1]), während die an die benachbarten Epidermiszellen angrenzende Wand der Schliesszellen,

[1]) Wie Querschnitte lehren, bilden sich diese Höcker erst relativ spät aus (Weiss, A. in „Verhandl. d. zool.-botan. Vereines in Wien", 1857, VII. *pag.* 199.)

sowie der die eigentliche Spalte begrenzende Theil derselben (Fig. 234 *B* zwischen *b* und *e*) dünnwandig bleiben.

Durch die erwähnten Vorsprünge wird oberhalb der eigentlichen Spalte ein napf- oder trichterförmiger grösserer oder kleinerer Raum gebildet, den man als Vorhof[1]) bezeichnet (Fig. 234 *b*) und der nach oben durch die untereinander verbundenen Ränder desselben eine über der Spaltöffnung liegende Spalte — die Vorhofspalte — zuwege bringt[2]) (Fig. 234 *a g*). Auf die eigentliche Spalte (Fig. 234 *B* zwischen *b* und *e*) folgt, durch die Vorsprünge der unteren Wand gebildet, abermals ein grösserer oder kleinerer Raum — der Hinterhof (Fig. 234 *e*) — welcher nach unten gleichfalls durch eine Spalte — die Hinterhofspalte (Fig. 234 *d*) — begrenzt ist. Unter ihr liegt bei allen Spaltöffnungen ein grösserer, luftführender Raum, die Athemhöhle[3]).

Fehlt die einseitige Verdickung der Schliesszellen oder ist dieselbe nicht als hervorragender Höcker ausgebildet, so fehlen natürlich auch Vor- und Hinterhof, sowie deren Spalten (*Tradescantia virginica* [Fig. 235 *D*]); es sind dann nur die Schliesszellen und die eigentliche Spalte vorhanden.

Sowohl die Höcker der Vor- und Hinterhofspalte, als auch die Wände des Vor- und Hinterhofes, sowie die Wände der die Athemhöhle auskleidenden Zellen an der der Athemhöhle zugekehrten Seite, sind fast ausnahmslos mehr oder weniger cuticularisirt[4]), niemals aber verholzt[5]). Nicht selten cuticularisiren auch die Wände der mit den Athemhöhlen in Verbindung stehenden Intercellulargänge (*Helleborus*), oft sogar sämmtliche in den Blättern verlaufende (*Betula alba*, *Asphodelus luteus*).

Was zunächst das Vorkommen der Spaltöffnungen betrifft, so sind, von den Moosen aufwärts, zunächst alle gewöhnlichen Blätter und grünen Axentheile[6]) theils auf beiden, theils nur auf einer Seite von ihnen bedeckt. Sie kommen indess

---

[1]) Mohl, H. v. „Botan. Zeitung", 1856. *pag.* 697 ff. — Unger, F. („Die Exantheme", Wien 1833, *pag.* 36) hat eigentlich zuerst diesen Bau dargelegt.

[2]) Sie ist bald weiter (*Lilium candidum*, *Orchis latifolia* etc.), bald enger (*Amaryllis formosissima* etc.) wie die eigentliche Spalte.

[3]) Unger, F. „Die Exantheme." Wien 1833. *pag.* 43. — Nicht immer liegt die Spaltöffnung über der Mitte der Athemhöhle (*Stellaria nemorum*).

[4]) Mohl, H. „Botan. Zeit." 1845. *pag.* 1 ff.

[5]) Bei *Cycadeen* sollen sie nach Kraus verholzen.

[6]) Die Axen der Bäume und Sträucher zeigen sie desshalb nur in der Jugend, später werden sie durch Korkbildung etc. und dadurch verursachtes Abstossen der peripherischen Zelllagen mit abgeworfen.

auch an den *Cotyledonen*, sowie ganz allgemein[1]) an den gefärbten Blumenblättern von *Mono-* und *Dicotyledonen* vor[2]), desgleichen an den Staubfäden, ja sogar an den Antheren, der Narbe und den Nectarien[3]); dem Fruchtknoten fehlen sie fast nie[4]) und kommen auch in der Innenauskleidung desselben vor[5]), desgleichen auf der Testa der Samen. Auch verfilzte[6]) Blätter und fleischige Früchte[7]), desgleichen untergetauchte Pflanzentheile[8]) und in der Erde befindliche Rhizome[9]) zeigen sie ausserordentlich häufig; in seltenen Fällen (*Selaginellen*, *Mimosa pudica*) habe ich sie auch auf der Oberhaut über den Blattnerven, der sie sonst fehlen, aufgefunden. Man kann demnach wirklich sagen, dass die Spaltöffnungen eine ganz ausserordentliche Verbreitung besitzen; nur den echten Wurzeln, der Ligula der Gräser und vielen Wasserpflanzen (*Myriophyllum* etc.), scheinen sie völlig zu fehlen[10]); desgleichen finden sie sich bei schwimmenden Blättern (*Nymphaeaceen* etc.) nur bei *Hydrocharis* und *Limnocharis* auf der dem Wasser aufliegenden (unteren) Blattfläche.

Die Gestalt der Spaltöffnungen ist bei Flächenansichten fast ausnahmslos die einer Ellipse, welche sich einerseits der Kreisform nähern (*Nymphaea*), anderseits durch alle Zwischenstufen hindurch bis zu ausserordentlich gestreckten Formen übergehen kann (Fig. 235 *C*, *E*). Am besten lässt sich ihre Gestalt wohl durch das

---

[1]) Weiss, A. „Verh. d. zool.-botan. Vereins in Wien." VII. 1857. *pag.* 113 ff.

[2]) Bei *Scorzonera austriaca* liegen sie merkwürdigerweise nicht in den bekannten grünen Längsstreifen der Blumenblätter, sondern nur in den gelb gefärbten Partien. — An gefärbten Corollen heben sich die Spaltöffnungen durch ihren meist farblosen Inhalt besonders scharf ab (Taf. I, Fig. 6).

[3]) Caspary, R. „*De nectariis.*" *Elberfeldae* 1848. *pag.* 18. (Besonders bei *Compositen.*)

[4]) Krocker, A. „*De plant. epiderm.*" *Halae* 1800. — Auch die Oberhaut der Mooskapseln ist oft von ihnen bedeckt.

[5]) Krocker, H. „*De plant. epiderm.*" *Vratislaviae* 1833. — Sie kommen da ganz allgemein vor.

[6]) Weiss, A. „Die Pflanzenhaare." Berlin 1867. *pag.* 628.

[7]) Derselbe. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan." IV. *pag.* 189.

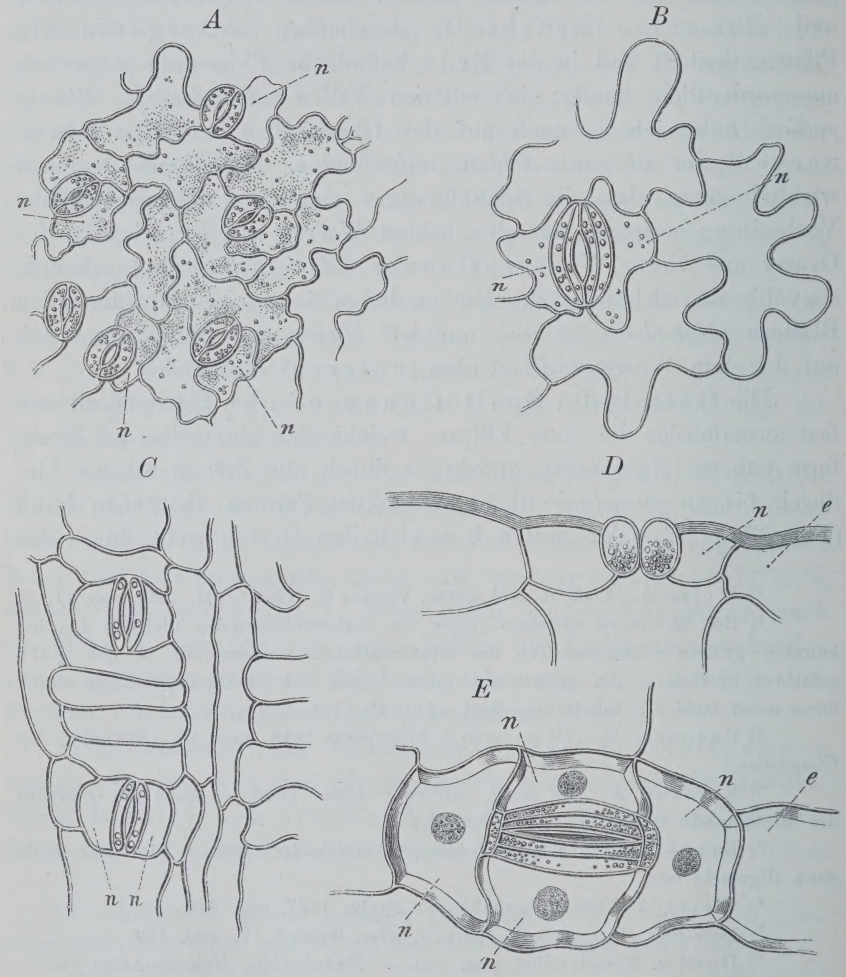
[8]) Derselbe. Ebendaselbst. *pag.* 189. — *Ranunculus-*, *Hottonia*-Arten etc.

[9]) Derselbe. „Studien aus der Natur." Troppau 1857. *pag.* 100. — Trécul („*Ann. des sc. nat.*" 1872, XIV. *pag.* 280) fand sie auch an den Rhizomen von *Pteris aquilina*. — Bei den *Liliaceen* sind sie selbst bis in die innersten Blätter (Schalen) der Zwiebeln zu verfolgen. Nach Gressner („Bot. Ztg." 1874, *pag.* 801 ff.) kommen sie auch auf den Höckerbildungen des hypocotylen Gliedes von *Cyclamen* vor.

[10]) Bei vielen Pflanzen, denen man sie absprach, wurden sie doch gefunden, so von Röper an *Cuscuta*, *Orobanche* etc. — *Neottia* und *Monotropa* scheinen sie indess factisch nicht zu besitzen.

Axenverhältniss (A)[1]), d. h. durch das Verhältniss ihrer Länge (L) zu ihrer Breite (B) ausdrücken, so dass $A = \frac{L}{B}$. Sehr gestreckte (*Gramineen*, *Cyperaceen* [Fig. 242], *Hakea*, *Canna* [Fig. 235 *C*],

Fig. 235.



Vergrösserung 300. *A* Epidermis und Spaltöffnungen von der unteren Blattfläche von *Pisum sativum*; *B* desgleichen von *Rubia tinctorum*; *C* desgleichen von *Canna gigantea*; *D*, *E* desgleichen von *Tradescantia virginica*. *D* im Querschnitte, *E* in der Flächenansicht. *n* die Hilfs- oder Nebenzellen, *e* Oberhautzellen.

Plumbago) und kreisförmige Gestalten (*Hydrangea quercifolia*, *Amarantus caudatus*, *Asarum europaeum*, *Rhodea japonica*), oder gar

[1]) Weiss, A. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." 1865. IV. *pag.* 126. — Ich folge hier fast durchaus eigenen Untersuchungen.

solche, bei denen die Breite die Länge überwiegt (*Ficaria ranunculoides*, *Amaryllis formosissima*, *Viscum album*), sind relativ selten, wie die nachfolgende Uebersicht zeigt; dagegen gibt ein Axenverhältniss von 1·2—1·6 (repräsentirt etwa durch Fig. 236) die weitaus häufigste Form derselben an.

Unter 174 untersuchten Pflanzen fand ich bei:

3	ein	Axenverhältniss von	0·88—1·00 (*Viscum album*, *Nymphaea alba*)
33	„	„ „	1·00—1·20 (*Piper magnoliaefolium* etc.)
47	„	„ „	1·20—1·40 (*Pisum sativum* [Fig. 235 *A*])
50	„	„ „	1·40—1·60 (*Rubia tinctorum* [Fig. 235 *B*])
25	„	„ „	1·60—1·80 (*Mimosa pudica* [Fig. 23])
7	„	„ „	1·80—2·00 (*Begonia zebrina*)
8	„	„ „	2·00—3·88 (*Canna gigantea* [Fig. 235 *C*]).

Uebrigens ist die Gestalt der Spaltöffnungen von ihrer Grösse, sowie von der Structur (saftig, lederartig etc.) des Organes, auf dem sie vorkommen, völlig unabhängig, dagegen bei derselben Pflanze an den Axenorganen, in Folge vorwiegenden Längenwachsthums derselben, fast ausnahmslos gestreckter, wie an den Blattorganen [1]). Ueberhaupt sind nicht nur sehr nahestehende Pflanzen durch sehr verschieden gestaltete Spaltöffnungen ausgezeichnet [2]), sondern bei einer und derselben Pflanze haben Ober- und Unterseite der Blätter nicht selten total verschieden geformte Spaltöffnungen [3]), ja auf derselben Blattseite variirt ihre Gestalt, selbst die von nebeneinander-

---

[1]) Weiss, A. „Verhandl. des zool.-botan. Vereines in Wien.“ VII. 1857. *pag.* 191 ff.

[2]) So ist das Axenverhältniss bei:

Pinus Strobus	1·32
Pinus nigricans	1·42
Pinus sylvestris	1·46
Pinus Laricio	1·46
Pinus nigra	1·50
Pinus balsamea	1·51
Pinus australis	1·55
Pinus Cedrus	1·64
Pinus uncinata	1·82 u. s. w.

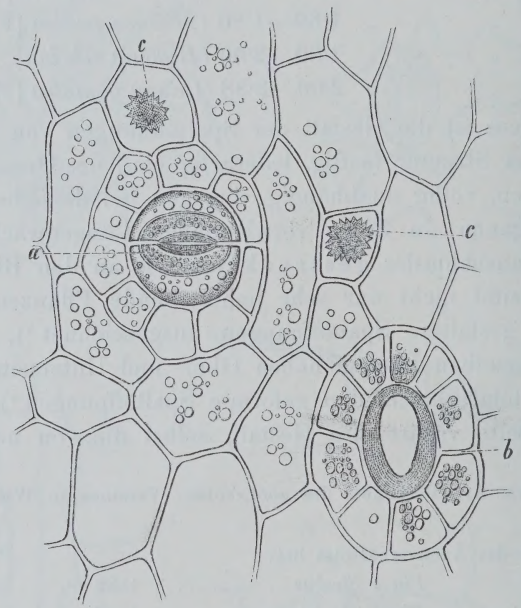
[3]) So sind die Axenverhältnisse bei:

Amarantus caudatus	Blattoberseite	$= O = 1·00$
	Blattunterseite	$= U = 1·56$
Sedum lalifolium	$O = 1·09$	
	$U = 1·25$	
Populus monilifera	$O = 1·97$	
	$U = 2·33$	
Hakea pendula	$O = 3·20$	
	$U = 2·67$	u. s. w.

liegenden, oft ganz ausserordentlich (Fig. 237) [1]). Ueberdiess sind ältere Spaltöffnungen durchwegs gestreckter als jüngere, wie sie denn überhaupt bei verschiedenen Pflanzen sehr verschieden wachsen, ohne indess eine Gesetzmässigkeit dabei erkennen zu lassen.

Ausserordentlich häufig sind die die Spaltöffnungen unmittelbar umgebenden Zellen anders gestaltet als die übrigen Oberhautzellen, und in ganz bestimmter Weise und in ganz constanter Zahl um dieselben gruppirt. Sie stehen, wie wir weiter unten sehen

Fig. 236.



Vergrösserung 600. Epidermis des Stengels von *Rhipsalis salicornioides*. In *a* die Spaltöffnung mit ihren Hilfszellen; in *b* eine dünnere Partie des Schnittes, welcher die eingesenkte Spaltöffnung noch nicht traf, sondern ein Loch sichtbar werden lässt; *c* Drusen von oxalsaurem Kalk.

werden, oft in einem gewissen genetischen Verhältnisse zu den Spaltöffnungen und haben den Namen von Hilfs- oder Nebenzellen erhalten. Sie sind meist kleiner und zartwandiger als die Epidermiszellen, bald grösser, bald kleiner wie die Schliesszellen, in ersterem Falle (*Gramineen* [Fig. 242 *B*]) scheinbar das Wesentliche der ganzen Spaltöffnung ausmachend. Sie finden sich in der Einzahl, und zwar der Seitenwand der einen Schliesszelle anliegend bei *Pisum sativum* (Fig. 235 *A*), *Primula Auricula* etc., oder an dem einen Ende der

[1]) So bei *Morus alba* von $A = 1 \cdot 37 - 2 \cdot 33$, *Orobus vernus* (Fig. 237) von $A = 1 \cdot 25 - 1 \cdot 57$, *Pinus Strobus* von $A = 1 \cdot 19 - 1 \cdot 60$ u. s. w.

Spaltöffnung liegend bei *Passiflora angustifolia*; in der Zweizahl, eine rechts, eine links der Schliesszellen bei *Rubia tinctorum* (Fig. 235 *B*), *Canna gigantea* (Fig. 245 *C*), *Statice elongata*, *Isatis tinctoria*, *Solanum tuberosum*, *Talinum calycinum*, *Zea Mais* (Fig. 242 *B*) etc., oder beide Enden der Spaltöffnung umfassend bei *Plumbago Larpentae*; in der Dreizahl, verschieden angeordnet, bei *Begonia zebrina*, hie und da bei *Piper magnoliaefolium* etc.; in der Vierzahl bei *Tradescantia virginica* (Fig. 235 *D*); in noch grösserer Zahl und dabei rings um die Spaltöffnung gelagert bei *Rhipsalis*-Arten [1]) (Fig. 237), *Begonien*, *Sedum*- und *Sempervivum*-Arten u. s. w.

Die Grösse der Spaltöffnungen ist, wie deren Gestalt, sehr verschieden, und schwankt im Allgemeinen, was die Länge betrifft, zwischen 10 μ (*Amarantus caudatus*) und 84 μ (*Gagea lutea* [Fig. 238 *B*]), bezüglich der Breite zwischen 6 μ (*Hakea pendula*) und 79 μ (*Amaryllis formosissima*), so dass also die Spaltöffnungen mancher Pflanzen über achtmal länger und dreizehnmal breiter sind als die anderer. Uebrigens sind die Dimensionen bei nahestehenden Pflanzen [2]) oder bei derselben Pflanze auf der Ober- und Unterseite der Blätter [3]), ja selbst auf einer und derselben Blattfläche bei nebeneinanderliegenden Spaltöffnungen [4]), oft ausser-

---

[1]) Vöchting, H. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik." IX. *pag.* 373 ff. — Wenn Nebenzellen eine Spaltöffnung ringsum umgeben, zeigen sie in der Regel eine spiralige Entwicklungsfolge.

[2]) So betragen bei:

	Länge	Breite
Ficus Benjamina	18 μ	18 μ
Ficus venosa	21	18
Ficus adhatodaefolia	26	18
Ficus elastica	28	19
Ficus cordata	30	26
Hieracium aurantiacum	58	29
Hieracium foliosum	42	24 u. s. w.

[3]) So ist die Länge (*L*) und Breite (*B*) bei:

Amarantus caudatus	Blattoberseite:	$L = 21\,\mu$, $B = 18\,\mu$
	Blattunterseite:	$L = 16\,\mu$, $B = 18\,\mu$
Mimosa pudica	Blattoberseite:	$L = 17\,\mu$, $B = 9\,\mu$
	Blattunterseite:	$L = 26\,\mu$, $B = 15\,\mu$
Atraphaxis spinosa	Blattoberseite:	$L = 37\,\mu$, $B = 26\,\mu$
	Blattunterseite:	$L = 34\,\mu$, $B = 22\,\mu$

u. s. w.

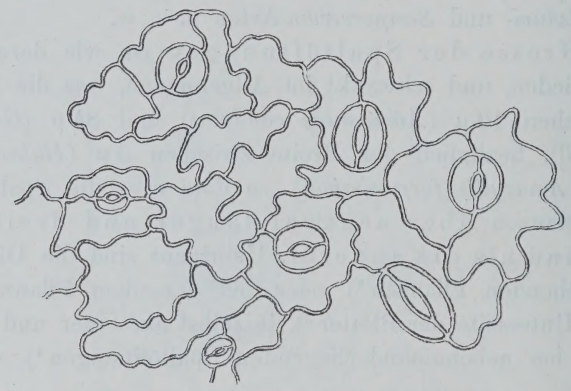
[4]) So variiren bei nebeneinanderliegenden Spaltöffnungen bei:

Orobus vernus	L von 13—40 μ,	B von 11—21 μ
Morus alba	L „ 18—29 μ,	B „ 8—21 μ
Fraxinus Ornus	L „ 18—19 μ,	B „ 13—26 μ
Valeriana Phu	L „ 26—45 μ,	B „ 24—29 μ.

ordentlich verschieden, so zwar, dass einzelne oft sechsmal grösser als ihre Nachbarn sind, ohne dass letztere etwa als verkümmerte anzusehen wären (Fig. 237).

Versteht man unter Grösse nicht die absolute Länge oder Breite, sondern den von den Schliesszellen bedeckten Flächenraum, so finden sich, ohne dass irgend welche Gesetzmässigkeit zu erkennen wäre, auch da die allergrössten Verschiedenheiten.

Fig. 237.



Vergrösserung 300. Oberhaut der Blattunterseite von *Orobus vernus*, Spaltöffnungen der verschiedensten Grösse zeigend.

So beträgt unter 150 untersuchten Pflanzen die Grösse der Spaltöffnungen bei

3.....0·0001 — 0·0002 □mm
12.....0·0002 — 0·0003
26.....0·0003 — 0·0004
13.....0·0004 — 0·0005
22.....0·0005 — 0·0006
17.....0·0006 — 0·0007
11.....0·0007 — 0·0008
9.....0·0008 — 0·0009
3.....0·0009 — 0·0010,

darüber hinaus hat man bei

20.....0·0010 — 0·0015
6.....0·0015 — 0·0020
2.....0·0020 — 0·0025
3.....0·0025 — 0·0030
1.....0·0030 und mehr.

Die weitaus häufigste Grösse liegt demnach, wie man sieht, zwischen 0·0002 und 0·0008 □mm und die Extreme werden durch

0·00011 □^{mm} (*Amarantus caudatus*) und 0·0046 □^{mm} (*Amaryllis formosissima*) dargestellt, deren Spaltöffnungen über vierzigmal an Grösse differiren. Im Allgemeinen kommen die grössten Spaltöffnungen an fleischigen, saftreichen Pflanzentheilen, sowie bei solchen Pflanzen vor, die ihrer nur wenige besitzen, die kleinsten bei lederartiger Structur der Organe und dort, wo ihrer sehr viele auf der Raumeinheit stehen; doch sind der Ausnahmen fast ebenso viele.

Ueberraschend gross ist die Zahl, in welcher die Spaltöffnungen, insbesondere an den Laubblättern der Gewächse, auftreten.

So stehen ihrer auf dem Raume Eines Quadrat-Millimeters bei

	Blatt-oberseite	Blatt-unterseite
Olea europaea (jung)	—	1072
Olea europaea (erwachsen)	—	625
Juglans nigra	—	461
Juglans regia	—	299
Ficus venosa	—	447
Ficus Benjamina	—	387
Althaea mexicana	268	317
Brassica palustris	309	300
Brassica lyrata	158	243
Ficus adhatodaefolia	—	264
Ficus elastica	—	145
Ficus cordata	—	108
Pinus balsamea	—	228
Pinus nigra	31	82
Pinus nigricans	81	72
Pinus sylvestris	50	71
Pinus Laricio	51	71
Pinus uncinata	69	66
Pinus australis	79	62
Pinus Cedrus	62	52
Pinus Strobus	142	—
Rhipsalis crispata	10	12
Nymphaea thermalis	625	—

u. s. w.

Sehr zahlreiche Spaltöffnungen zeigen in der Mehrzahl der Fälle allerdings nur dicotyle Pflanzen, doch ist die Structur der Organe (fleischig, lederartig, glatt, rauh) etc. ohne jeden Einfluss auf

die Zahl derselben [1]), die übrigens, wie schon die Tabelle zeigt, bei Pflanzen derselben Gattung u. s. w. äusserst variabel ist.

Im Allgemeinen sind Pflanzen mit aussergewöhnlich vielen, und solche mit sehr wenigen Spaltöffnungen selten; das häufigste Verhältniss ist, dass ihrer bis 200 auf dem Raume Eines Quadrat-Millimeters stehen.

Unter 157 untersuchten Pflanzen hatten ihrer

54.....	1—100	Spaltöffnungen auf 1 □^{mm}
38.....	100—200	„
39.....	200—300	„
12.....	300—400	„
9.....	400—500	„
1.....	500—600	„
3.....	600—700	„

Ueber diese Zahl hinaus habe ich sie an erwachsenen Organen niemals beobachtet. Wie gross übrigens die Gesammtzahl derselben selbst auf einem einzigen Blatte werden kann, mögen folgende Angaben illustriren.

Auf einem Blatte mittlerer Grösse stehen ihrer — wie sich leicht berechnen lässt — bei:

Acer platanoides	2,127.000
Quercus Cerris	2,136.000
Nymphaea alba.....	7,650.000
Brassica oleracea	11,540.000
Helianthus annuus	13,000.000
Nymphaea thermalis	144,000.000
Victoria regia	1055,000.000

u. s. w.

Bedenkt man, dass die Zahl der Blätter der meisten unserer Bäume nach Tausenden zählt, so kann man ermessen, welche Summe von Arbeit von den Spaltöffnungen, trotz ihrer Kleinheit, geleistet werden kann und findet die unglaublichen Wasserquantitäten, die

---

[1]) Im Dunklen oder unter Wasser gezogene Pflanzen zeigten die Spaltöffnungen an Zahl und Grösse wie normal lebende, desgleichen macht es keinen Unterschied, ob man sie trocken oder feucht hält. Spaltöffnungslose Wasserpflanzen (*Ranunculus aquatilis*, *Polygonum Amphibium*, *Marsilia quadrifolia* etc.) bekommen ihrer indess, wenn man sie zwingt, ausser Wasser zu leben. Czech's Behauptung („Botan. Ztg." 1869, *pag.* 821), dass Pflanzenarten derselben Gattung, die auf nassen Standorten wachsen, mehr Spaltöffnungen haben wie andere, die in trockenem Boden gedeihen, ist wegen der zahlreichen Ausnahmen nicht allgemein zu nehmen. Für *Gramineen* mag sie richtig sein.

bei der Transpiration (IV. Buch) durch sie aus der Pflanze entweichen, begreiflich.

Die Anordnung der Spaltöffnungen[1]) auf den von ihnen bedeckten Theilen ist im Allgemeinen eine dreifache, nämlich entweder eine lineare oder eine gruppenförmige oder eine unregelmässige (zerstreute). Das Letztere (Fig. 235 *A*) ist der häufigste Fall; sie liegen da ohne irgend welche bestimmte Ordnung mehr oder weniger gleichmässig zwischen den Oberhautzellen: so bei den Laub- und Blumenblättern fast aller *Dicotylen*, bei den Farnkräutern, Moosen etc. In regelmässigen Reihen (Fig. 243 *A*), gleichsam in parallelen, mehr oder weniger vertieften Rinnen, abwechselnd mit Erhöhungen der Epidermis, denen sie fehlen, oft in bestimmter, für die Art charakteristischer Zahl[2]), der Längsaxe des Organes parallel, finden wir sie bei *Gramineen*, *Cyperaceen*, *Bromeliaceen*, *Coniferen* und *Equiseten* (Fig. 243 *A*). In Gruppen beisammen, während sie anliegenden grossen Flächen der Epidermis fehlen, bei *Begonien*, *Saxifragen*, *Banksien*, *Nerium* etc., oft ein-

---

[1]) Für Farnkräuter: Trécul, A. „*Ann. des sc. natur.*“ 5. *Sér.* XIV. *pag.* 279 ff.

[2]) So finde ich 3 Reihen auf jeder Blattoberseite bei *Pinus Strobus*; 3—4 Reihen auf jeder Seite des Mittelnerves der Blattoberseite und -Unterseite bei *Pinus Abies*; 9 Reihen auf der convexen Blattunterseite von *Pinus nigricans*; 8—10 Reihen auf der Blattunterseite von *Sequoia gigantea*; zahlreiche Reihen zu jeder Seite des Mittelnerves der Blattunterseite von *Pinus australis* etc. *Pinus balsamea* zeigt sie kaum in Reihen angeordnet, sondern mehr zerstreut. Hildebrand („Bot. Zeit.“, 1860, *pag.* 149 ff.) gibt dasselbe auch für *Salisburia adiantifolia* und *Dammara australis* an. Nicht immer haben die *Coniferen*-Nadeln auf allen Seiten Spaltöffnungen. So fehlen sie z. B. bei *Pinus Strobus* und *excelsa* der concaven Rückenseite (die beiden hellen Streifen sind nach Hildebrand Harzgänge), bei *Pinus balsamea* und *Sequoia gigantea* der convexen Oberseite. Bei *Juniperus* bedecken sie entweder die ganze Mitte der Blattoberseite (*Juniperus communis*, *recurva*, *virginiana*), oder lassen eine Mittelrippe frei (*Juniperus rigida*, *sphaerica*, *squamata*), öfters freilich nur bis zur Blattmitte (*Juniperus canadensis*) u. s. w. Die Spaltöffnungen der *Coniferen* liegen stets eingesenkt in die Epidermis; die sie umgebenden Epidermiszellen liegen mit ihrer oberen Wand entweder tiefer oder in gleicher Ebene (der normale Fall), oder höher wie die allgemeine Epidermisfläche; in ersterem Falle ziehen sich 1—2—3 Kreise der sie umgebenden Oberhautzellen geneigt zu ihnen hinab, einen trichterförmigen Raum hervorbringend, an dessen Grund die Spaltöffnung liegt, in letzterem bilden sie gleichsam einen Wall um jede einzelne Spaltöffnung (*Pinus insignis*, *Taxus*, *Frenela*). Der Trichter ist entweder oben weit und verschmälert sich gegen die Spaltöffnung zu (*Pinus Devoniana* und *Pinaster*), oder er ist durch die Neigung der Epidermiszellen nach Oben verschmälert, in der Mitte erweitert und unten wieder verengt (*Pinus longifolia, cembroides, uncinata*); seine Höhe richtet sich nach der Anzahl der Lagen von stark verdickten Zellen, die unter der Oberhaut liegen (Hypoderma); je mehr ihrer vorhanden sind, desto tiefer liegen die Schliesszellen. (Vgl. die Figuren bei Hildebrand *l. c.*)

gesenkt in Gruben, deren Mündung durch Haare etc. mehr weniger geschlossen ist [1]), bei *Nerium*, *Banksia*, *Dryandra*, *Dasylirion*.

Im Allgemeinen ist die Anordnung der Spaltöffnungen an Blattorganen mehr oder weniger unregelmässig, während sie an den meisten Axenorganen die Tendenz zeigen, sich der linearen Anordnung wenigstens zu nähern. Auch sind an letzteren die Spaltöffnungen fast ausnahmslos nach einer gewissen Richtung hin orientirt [2]), d. h. die Linie, welche die Schliesszellen bei geschlossener Spalte durch ihre aneinander stossenden Wandungen darstellen [3]) und die ich Richtungsaxe nannte [4]), weist bei allen nach derselben Richtung, und zwar nach der Längsrichtung des Axentheiles hin [5]), während sie an Blattorganen in der Regel nach ganz verschiedenen Punkten hin gerichtet ist (Fig. 235 *A*, Fig. 237). Zweifelsohne ist das Längenwachsthum des Stammes Ursache dieser Erscheinung, sowie der gestreckteren Gestalt der Oberhautzellen und der Spaltöffnungen an Axentheilen gegenüber Blattorganen.

An Blättern sind nun entweder beide Blattflächen mit ihnen bedeckt (die meisten *Monocotylen*, viele *Dicotylen*) oder nur Eine derselben (die meisten *Dicotylen*, viele *Monocotylen*), und zwar ist es da in der Regel die Blattunterseite, an der sie vorkommen [6]) (Blätter mit wachsartig glänzender Blattoberseite), bei schwimmenden Blättern dagegen fast ausnahmslos die Oberseite derselben. Meist kommen sie desto seltener auf beiden Blattflächen vor, je zahlreicher sie auf der einen auftreten [7]), doch ist das Fehlen derselben von der Organstructur in hohem Grade unabhängig.

Nicht selten kommen auch Zwillingsspaltöffnungen vor, und zwar entweder über einander liegend (*Gagea lutea*, Fig. 238 *B*), oder an ihren Seitenflächen verwachsen (*Galanthus nivalis*, *Campanula persicifolia*, *Fraxinus Ornus*, *Polygonatum vulgare* [Fig. 238 *A*] etc.) [8]).

---

[1]) Je Eine Spaltöffnung in Einem Grübchen zeigt *Philodendron crassinerve*.

[2]) Weiss, A. „Verhandl. des zool.-bot. Ver. in Wien." 1857. VII. *pag.* 192 ff.

[3]) Bei Betrachtung von Oben.

[4]) In den meisten Fällen fällt sie mit der Richtung der Spalte und dem grössten Durchmesser der ganzen Spaltöffnung zusammen.

[5]) Ausnahmen davon, d. h. quer gestellte Spaltöffnungen zeigen nur wenige Pflanzen: *Viscum*, *Loranthus*, *Colletia*.

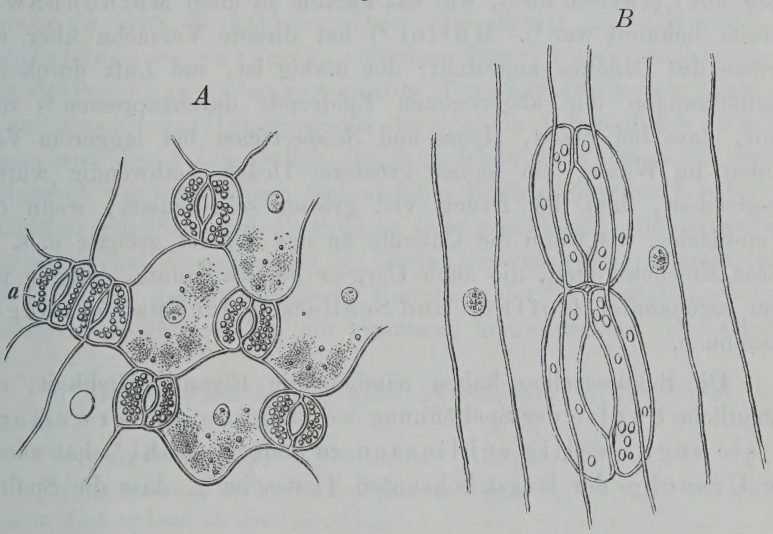
[6]) Daher die in der Regel mattere Färbung dieser Blattfläche.

[7]) So haben unter 157 Pflanzen, deren Spaltöffnungszahl auf 1 □^{mm} der Blattunterseite zwischen 1—300 beträgt, ihrer 61 auch Spaltöffnungen auf ihrer oberen Blattfläche, dagegen ist diess nur bei 7 der Fall, deren Spaltöffnungszahl mehr als 300 auf dem Quadrat-Millimeter beträgt.

[8]) Czech fand sie auch bei *Carex*-Arten, Mikosch an den *Cotyledonen* von *Cannabis sativa*.

Nach Pfitzer[1]) können sie sich auf vierfache Weise bilden. Entweder es scheiden zwei, von einander ganz unabhängige Oberhautzellen nebeneinanderliegende Mutterzellen von Spaltöffnungen ab (*Liliaceen*, überhaupt Pflanzen mit in Längsreihen liegenden Epidermiszellen), oder es bildet sich aus irgend einer, neben einer bereits fertigen Spaltöffnung liegenden Dauerzelle später auch eine Spaltöffnung aus (*Begonia*), oder die beiden letzten, durch späteres Theilen von Dauerzellen gebildeten Zellen werden zu Spaltöffnungen (*Begonia*), oder endlich, eine Epidermiszelle theilt sich statt einmal — wie bei der Bildung einer jeden Spaltöffnung — zweimal hintereinander in eine kleinere vordere und eine

Fig. 238.



Vergrösserung 300. Zwillingsspaltöffnungen. *A* von der Blattunterseite von *Polygonatum vulgare*, *B* vom Stengel von *Gagea lutea*.

grosse hintere Tochterzelle, und die beiden ersten werden zu Spaltöffnungen[2]) (*Gramineen*, *Dracaenen*).

Anfangs liegen die Spaltöffnungen aller Pflanzen in derselben Ebene mit der Oberhaut und bleiben es nicht selten auch bei erwachsenen Organen, insbesondere bei Gewächsen mit zarter Oberhaut (*Tradescantia* [Fig. 235 *D*], *Fuchsia* etc.). Noch öfter indess erscheinen sie mehr oder weniger eingesenkt, so dass sie scheinbar

[1]) „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." VII. *pag.* 532 ff.

[2]) Nach Mikosch bilden sie sich bei *Cannabis sativa* aus einer einzigen Oberhautzelle durch zweimalige Zweitheilung derselben, also analog Fall 4 von Pfitzer.

einer tieferen Zelllage angehören [1]) (Fig. 243 *C*; Fig. 191; Fig. 270) (*Liliaceen*, *Coniferen* [*pag.* 393], *Equiseten* etc.), oder aber sie ragen bald mehr, bald weniger über die Fläche der Epidermis hervor (*Proteaceen*, *Farne* [Fig. 241 *C*], tropische *Orchideen* etc. [Fig. 206]). In beiden Fällen wird diese geänderte Lage durch das spätere Wachsthum der Oberhautzellen und der Schliesszellen selbst hervorgebracht, desgleichen dort, wo, wie bei *Bambusa*, *Saccharum*, *Carex*, *Zea* (Fig. 242 *C*), *Coniferen* etc. [2]), durch spätere Wucherungen der Epidermis sich ein Wall über jeder Spaltöffnung wölbt.

Die Spaltöffnungen stehen durch ihre Athemhöhlen mit den intercellularen Räumen des Pflanzeninnern in Verbindung, so dass also die Luft ungehindert passiren kann; ganz einfache Versuche [3]) (*pag.* 304) erweisen diess, wie das Factum ja auch Moldenhawer bereits bekannt war [4]). Müller [5]) hat directe Versuche über die Grösse des Druckes angestellt, der nöthig ist, um Luft durch die Spaltöffnungen der abgezogenen Epidermis durchzupressen [6]) und fand, dass bei *Scilla*, *Agave* und *Sempervivum* bei längerem Verweilen im Wasser ein immer grösserer Druck nothwendig wurde, desgleichen, dass der Druck viel grösser sein musste, wenn die Wundfläche, als wenn die Cuticula an das Wasser grenzte u. s. w. Diese Erscheinungen, die auch Unger bereits kannte, hängen mit dem sogenannten Oeffnen und Schliessen der Spaltöffnungen zusammen.

Die Schliesszellen haben nämlich die Eigenthümlichkeit, die eigentliche Spalte der Spaltöffnung verengern und erweitern, ja sie sogar völlig schliessen zu können. Mohl [7]) hat zuerst die Ursache der längst bekannten Thatsache [8]), dass die Spalten

---

[1]) In der That glaubte man auch früher, die Schliesszellen wären nicht das Product von Oberhautzellen, sondern gehörten dem unter der Epidermis liegenden Parenchyme an.

[2]) Pfitzer, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan." VII. *pag.* 532 ff. — Zingeler, C. Ebendaselbst. IX. *pag.* 127 ff.

[3]) Sachs, J. „Handb. der Experimentalphys. der Pflanzen." Leipzig. 1865. *pag.* 252 ff.

[4]) „Beiträge zur Pflanzen-Anatomie." Kiel. 1812. *pag.* 107.

[5]) „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." VII. *pag.* 193 ff.

[6]) Er band die abgezogene Oberhaut auf die Mündung des einen Schenkels eines rechtwinklig gebogenen Rohres, an dessen anderem Schenkel ein knieförmiges Rohr mit Quecksilber horizontal oder aufrecht gestellt werden konnte. Die Epidermis befand sich unter Wasser, und es wurde notirt, unter welchem Drucke das Austreten von Gasblasen erfolgte.

[7]) „Botan. Zeit." 1856. *pag.* 677 ff.

[8]) Bereits Rudolphi, Krocker, Meyen u. A. kannten sie.

der Spaltöffnungen unter gewissen Umständen geöftnet, unter anderen geschlossen sind, zu erforschen gesucht; auch Unger[1]), Müller[2]) u. A. haben sich mit dem Gegenstande beschäftigt, ohne dass bis jetzt völlige Klarheit in die Verhältnisse gebracht wäre. Das Thatsächliche ist Folgendes: An unverletzten Blättern schliessen sich, unter Wasser gebracht, bei den meisten Pflanzen die Spalten sofort, bei vielen indess (*Orchideen* etc.) bleiben sie immer geöffnet. Befreit man die Schliesszellen vom etwaigen Einflusse ihrer Nachbarzellen durch Zerschneiden derselben, so erweitern sie ausnahmslos unter Wasser ihren Spalt bedeutend, schliessen ihn aber in Zuckerwasser vollständig, und man kann durch abwechselnde Anwendung dieser Agentien beliebig oft das Oeffnen und Schliessen der Spalte hervorbringen[3]). Mohl schloss daraus, dass die Turgescenz der Schliesszellen die Spalte erweitert, ihr Collabiren sie verengt, und dass daher, wo ein Schliessen des Spaltes unter Wasser eintritt, diess nur durch den Einfluss ihrer Nachbarzellen geschehe, durch einen Antagonismus zwischen ihnen und den Schliesszellen, durch welchen das Oeffnen der Spalte gehindert werde[4]). Einen bedeutenden Einfluss übt das Licht; im Dunklen gehalten, sind die Spalten stets geschlossen und öffnen sich nur wenig bei Wasserzufuhr, im Lichte sind sie offen; es muss daher die Insolation das endosmatische Vermögen der Schliesszellen steigern, Mangel derselben es auf ein Minimum herabdrücken. Das Gleiche

---

[1]) „Sitzungsberichte der kais. Akad. der Wissensch. in Wien." 1857. XXV. *pag.* 459 ff.

[2]) „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan." VIII. *pag.* 75 ff.

[3]) Bei *Orchideen* öffnet sich die Spalte in Wasser bis auf $^1/_{260}'''$ und schliesst sich in Zuckerwasser bis auf $^1/_{800}$—$^1/_{1000}'''$.

[4]) Bereits von Unger (*l. c.*) wurde das interessante Factum constatirt, dass nach längerem Verweilen unter Wasser selbst ein enormer Druck keine Luft mehr aus den Spaltöffnungen herauszupressen vermag; er folgerte daraus, dass die Turgescenz der Schliesszellen, sowie die gleichzeitig erfolgende grössere Turgescenz der Epidermiszellen, keineswegs ein Oeffnen, sondern umgekehrt ein Schliessen der Spalten hervorbringen. Dieser Schluss erweist natürlich nichts, steht auch mit Mohl's Angaben in keinem so schroffen Gegensatze, als es anfangs scheint, denn es kann sehr wohl möglich sein, dass in bestimmten Fällen der Einfluss der Oberhautzellen auf die Schliesszellen so überwiegend wird, dass er ein Schliessen der Spalte auch dann hervorbringt, wenn sie ohne diesen Antagonismus geöffnet sein müsste. Auch eine capillare Verstopfung der Spalte durch festgehaltenes Wasser genügt, wie Sachs („Experimentalphys." *pag.* 253 ff.) sehr richtig bemerkt, völlig zur Erklärung der Erscheinung. Das ganze Capitel bedarf weiterer Bearbeitung, denn auch Müller's neueste Mittheilungen über die Mechanik des Oeffnens und Schliessens („Pringsheim's Jahrb." VIII. *pag.* 75 ff) haben die Sache keinesfalls erledigt.

scheint bei mässigem Erwärmen zu geschehen[1]). Da der Gesammtumfang der Spaltöffnung beim Oeffnen und Schliessen notorisch unverändert bleibt, müssen die Schliesszellen bei geöffneter Spalte naturgemäss schmaler sein als bei geschlossener, und Mohl hat diess auch durch directe Messungen erwiesen.

Manche Pflanzen besitzen an bestimmten Orten kleinere, mit wässeriger Flüssigkeit erfüllte, häufig secernirende Spaltöffnungen, die man *Microstomata* (Braun)[2]), *Neurostomata* (Odendall)[3]) oder *Heterostomata* (Prantl)[4]) genannt hat. Solche *Heterostomata* finden sich in der Nähe der Blattspitze oder der Blattzähne bei *Callitriche-*, *Hippuris-*, *Ribes-*, *Epilobium-*, *Fuchsia-*, *Deutzia-*, *Geranium-*, *Ranunculus-*, *Caltha-*, *Saxifraga*-Arten, *Crassulaceen* etc., bei *Primula sinensis* (Kamiensky), über den Fibrovasalstrang-Endigungen des Blattes bei *Rosaceen*, *Compositen* etc.[5]). Jürgens fand sie an dem Nektarkragen von *Compositen*, Odendall in der Nähe des Blattrandes von *Begonien*[6]), Delbrouck[7]) an der Spitze der Stacheln von *Erythrina spinosissima*, Poulsen an den Fruchtknotenstacheln von *Canna*-Arten[8]). Eine umfassende Untersuchung dieser Gebilde wäre in hohem Grade erwünscht[9]).

Die Entwicklung der Spaltöffnungen[10]) erfolgt in sehr verschiedener Weise, stets aber sind die Schliesszellen,

---

[1]) Auch Czech beobachtete, dass Licht die Spalten öffne, und zwar directes weiter als reflectirtes; auf die Spaltöffnungen nicht grüner Pflanzentheile übe es indess keinen Einfluss aus, indem dieselben stets geschlossen bleiben; dem widersprechen Beobachtungen, die ich eigens darüber anstellte, auf das Entschiedenste; ich finde ihr Verhalten dem der Spaltöffnungen an gewöhnlichen Blättern völlig gleich. — Nach Unger sind die Spalten Abends geschlossen, öffnen sich gegen Morgen und erreichen etwa Mittags 3 Uhr das Maximum ihrer Weite. — Nach Müller bringen sie schwache Inductionsschläge stets zum Schliessen.

[2]) „Betr. über d. Verj. in d. Nat." Leipzig 1851.

[3]) „Beiträge zur Morph. d. *Begoniaceen*-Phyllome. Bonn 1874.

[4]) „Flora." 1872. *pag.* 305 ff.

[5]) Reinke, J. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik." X. *pag.* 119 ff.

[6]) Sie sind da grösser als die Spaltöffnungen der Blattunterseite.

[7]) „Die Pflanzenstacheln." Bonn 1875. Fig. 72. — Sie secerniren eine harzige Substanz und entstehen früher als der sie endlich an seiner Spitze tragende Stachel. Dahin gehören wohl auch die von Trécul („*Ann. des sc. nat.*", 5. *Sér.*, XIV, *pag.* 237) an den bis 6^{mm} langen Anhängen von *Philodendron crinipes* und *Lindenianum* (*l. c. pag.* 278) beobachteten Spaltöffnungen.

[8]) „*Vidensk. medd. fra den nat.*" *For i Kjöbenhavn.* 1875. Nr. 16—19.

[9]) An älteren Blättern bräunen sich die *Heterostomata* häufig, und noch später entsteht ein Loch an ihrer Stelle in der Epidermis.

[10]) Mohl („*Linnaea*", 1838, *pag.* 544; — „Vermischte Schrift.", *pag.* 254 ff.) hat hier Bahn gebrochen. Strassburger, der sich („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.", V, *pag.* 333 ff.) eingehend mit einer vergleichenden Entwicklungsgeschichte

respective die Mutterzelle, durch deren Theilung sie sich bilden Producte einer einfachen Oberhautzelle und gehören

---

der Spaltöffnungen beschäftigte, gibt eine treffliche Uebersicht über die mannigfaltige Art und Weise, wie bei den verschiedenen Pflanzenabtheilungen die Bildung derselben erfolgt. Er unterscheidet folgende Fälle:

I. Die Spaltöffnung entsteht aus einer einzigen Oberhautzelle;

1. die Mutterzelle derselben wird durch den ersten und einzigen Theilungsact angelegt;

A) sie nimmt die ganze Breite der Epidermiszelle in Anspruch (*Iris, Galanthus* [Fig. 239], *Hyacinthus, Orchis, Ruta, Selaginella, Asplenium*-Arten);

B) sie berührt nur die eine Wand der sie erzeugenden Epidermiszelle;

a) sie verbleibt an der Wand der Epidermiszelle (*Silene inflata, Chrysodium vulgare* [Fig. 240 *A*]);

b) sie verlässt die Wand der Oberhautzelle (*Aneimia* - Arten, Fig. 240 *B*);

c) sie wächst mehr in ihrer vorderen Hälfte (*Asplenium bulbiferum*);

2. mehrere interimistische Theilungen gehen der Bildung der Spaltöffnungs-Mutterzelle voran;

A) diese Theilungen erfolgen nach zwei Richtungen der Fläche;

a) die Längsaxe der Spaltöffnung schneidet die ideale Axe, um welche die früheren Theilungen sich gruppirten, unter rechtem Winkel;

α) es folgen keine weiteren Theilungen auf die Anlage der Spaltöffnungs-Mutterzelle (*Thymus Serpyllum*);

β) eine oder mehrere Theilungen folgen auf diese Anlage (*Physostegia virginiana*);

b) die Längsaxe der Spaltöffnung ist der idealen Axe der früheren Theilungen parallel;

α) es folgen keine weiteren Theilungen auf die Anlage der Spaltöffnungs-Mutterzelle (*Equiseten, Pharbitis, Mercurialis*);

β) eine oder mehrere Theilungen folgen auf diese Anlage (*Basella alba, Pereskia aculeata*);

B) diese Theilungen erfolgen nach drei Richtungen der Fläche;

a) die Zahl der Theilungen ist nur gering (*Papilionaceen, Solaneen, Asperifolien, Cruciferen* [die Mehrzahl]), Fig. 235 *A*;

b) die Zahl der Theilungen ist eine beträchtliche (*Crassulaceen, Begoniaceen*);

II. mehrere Oberhautzellen betheiligen sich an der Bildung der Spaltöffnung (*Aloë, Pothos, Coniferen, Tradescantia*);

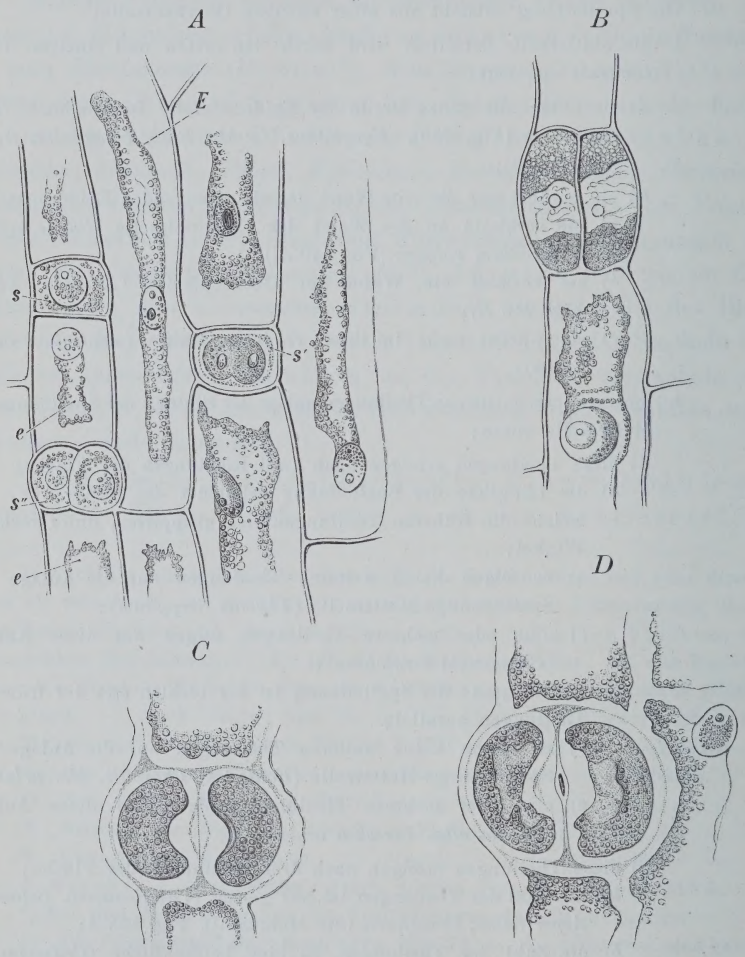
1. die Theilungen treffen nur die beiden seitlich der Spaltöffnungs-Mutterzelle gelegenen Zellen (*Gramineen, Aloë*- und *Hakea*-Arten etc. [Fig. 242 *B*]);

2. die Theilungen treffen sämmtliche die Special-Mutterzelle umgebenden Zellen (*Ficus elastica, Salisburia adiantifolia, Tradescantia zebrina* etc. [Fig. 235 *E*]).

keineswegs dem unter der Epidermis liegenden Parenchyme an [1]).

Im einfachsten Falle wird die Mutterzelle der Spaltöffnung durch einen ersten und einzigen Theilungsact

Fig. 239.



Vergrösserung 300. Entwicklung der Spaltöffnungen an den Blättern von *Galanthus nivalis*. Die Präparate mit verdünnter Schwefelsäure behandelt.

einer Oberhautzelle von dieser abgetrennt und angelegt (Fig. 239), oder aber, es gehen ihrer Individualisirung mehrere interimistische

[1]) Dippel's Anschauung („Mikroskop." II, 1872, *pag.* 176), als lägen die Spaltöffnungen in oder über einer Lücke der Oberhautzellen, ist unrichtig, da seine sogenannte Lücke nichts weiter als die oberen Ränder der Epidermiszellen an dem Vorhofe ist.

Theilungen einer Oberhautzelle voraus, unter denen die zu ihrer Bildung führende in der Regel die letzte ist[1]) (Fig. 240), oder endlich, es betheiligen sich mehrere Oberhautzellen an der Bildung des Apparates (*Gramineen, Coniferen, Aloë* etc.).

Im ersten Falle, der bei *Irideen, Orchideen* etc. ganz allgemein vorkommt, theilt sich eine Epidermiszelle (*E* in Fig. 239 *A*) zunächst in eine vordere[2]) schmale (*s* in Fig. 239 *A*) und eine hintere grössere Tochterzelle (*e* in Fig. 239 *A*). Erstere ist die Mutterzelle der zukünftigen Spaltöffnung; sie nimmt die ganze Breite der ursprünglichen Oberhautzelle ein. Bald sieht man in ihr statt des Einen, zwei Cytoblasten liegen (*s'* in Fig. 239 *A*), und sie zerfällt hierauf durch eine auf die frühere Theilungsrichtung senkrechte Wand in zwei Tochterzellen (*s''* in Fig. 239 *A*) — die beiden Schliesszellen der Spaltöffnung. Die gemeinsame Wand zwischen den beiden so angelegten Schliesszellen ist anfangs überall gleich dick (Fig. 239 *B*); später kann man in ihrer Mitte durch Quellmittel eine beträchtliche Verdickung sichtbar machen, ohne dass sie indess noch die geringste Spur der eigentlichen Spalte zeigt (Fig. 239 *C*). Diese wird, wie man besonders deutlich an Querschnitten sieht, in der Weise gebildet, dass die beiden Schliesszellen zugleich vom oberen und unteren Rande aus auseinanderzuweichen beginnen, die Trennung beiderseits nach Innen immer mehr vorrückt und endlich zu einem völligen Auseinandertreten derselben führt, wodurch eine Spalte zwischen ihnen zu Wege kommt[3]) (Fig. 239 *D*).

Häufig gehen der Individualisirung der eigentlichen Spaltöffnungs-Mutterzelle mehrere vorbereitende Theilungen voraus, welche entweder nach zwei (*Cacteen, Equiseten, Labiaten*) oder nach drei Richtungen der Fläche geschehen (*Cruciferen, Asperifolien, Solaneen, Papilionaceen, Crassulaceen, Begoniaceen*). Bei *Tradescantia subaspera* besteht die ganz junge Oberhaut der Blätter aus völlig gleichmässigen, langgestreckten, fast rechteckigen Zellen. Die Bildung

---

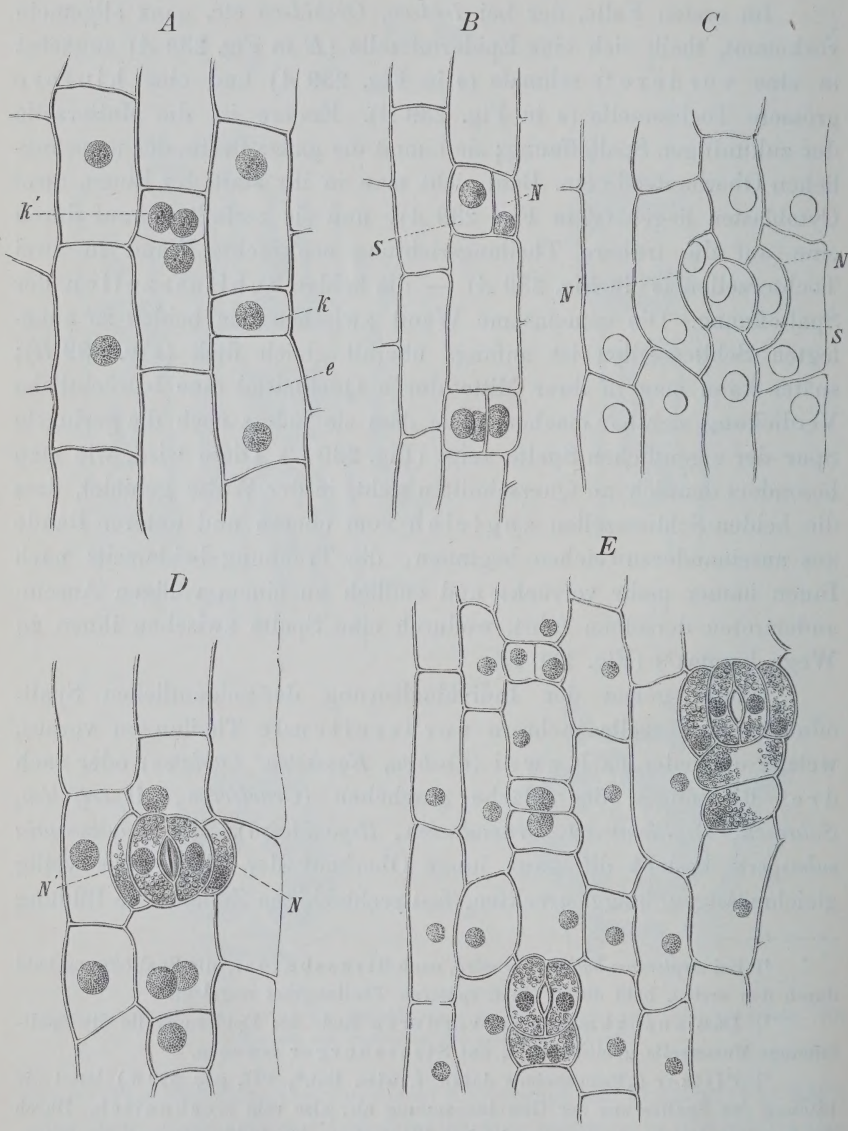
[1]) Bei *Asplenium bulbiferum* wird, nach Strassburger, die Spaltöffnung bald durch den ersten, bald durch einen späteren Theilungsact angelegt.

[2]) Dass ausnahmslos am vorderen Ende der Epidermiszelle die Spaltöffnungs-Mutterzelle gebildet wird, hat Strassburger erwiesen.

[3]) Pfitzer („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.", VII, *pag.* 529 ff.) leitet die Bildung des Spaltes aus der Gewebsspannung ab, also rein mechanisch. Durch ein von ihm angenommenes, ungleiches Wachsthum der Epidermis und des Innengewebes werde erstere durch letzteres gedehnt, und es könnte wohl die starke seitliche Streckung der die Athemhöhle umschliessenden Zellen auf die über ihr liegenden jungen Epidermis-Elemente derart spannend einwirken, dass dadurch die Bildung des Spaltes eingeleitet würde. Vielleicht auch entstehen die Nebenzellen nur zum Zwecke einer Spannungsverminderung des Hautgewebes.

der Spaltöffnung wird dadurch eingeleitet, dass sich eine Oberhautzelle zuerst durch eine ihre Längswände verbindende Querwand in

Fig. 240.



Vergrösserung 400. Entwicklung der Spaltöffnungen und Hilfszellen an der Blattunterseite von *Tradescantia subaspera*.

zwei ungleiche Tochterzellen theilt, in eine vordere, kurze (*k* in Fig. 240 *A*) und in eine hintere, längere (*e* in Fig. 240 *A*). Erstere

zerfällt bald, nachdem sie zwei Cytoblasten erhalten (*k'* in Fig. 240 *A*) in zwei nebeneinander liegende Tochterzellen (Fig. 240 *B*), deren eine, in der Regel grössere, später wieder zwei Cytoblasten zeigt (Fig. 240 *B*) und durch einen abermaligen Theilungsact, und zwar den letzten, ebenfalls in zwei Tochterzellen zerfällt. Das Ganze besteht nun aus drei nebeneinander liegenden Zellen; die beiden äusseren (*N* und *N'* in Fig. 240 *C*) sind die Nebenzellen der Spaltöffnung, die mittlere (*S* in Fig. 240 *C*) die eigentliche Mutterzelle der Schliesszellen, in welche sie sich bald durch eine Längswand theilt (Fig. 240 *D*) und durch Auseinanderweichen der gemeinsamen Wand derselben endlich die Spalte anlegt, wodurch die Spaltöffnung fertig gebildet ist. Die ober und unter ihr gelegenen Epidermiszellen theilen sich später gleichfalls in zwei kurze, den Schliesszellen anliegende Zellen, so dass erstere nun von vier Nebenzellen ringsum umschlossen erscheinen, deren obere und untere indess den benachbarten Oberhautzellen angehören, während die seitlich liegenden mit den Schliesszellen denselben Ursprung haben (Fig. 240 *C*) [1]).

Eine ganz eigenthümliche Art der Entwicklung zeigen die Spaltöffnungen der Farnkräuter [2]). Es zerfällt da durch eine U-förmig (uhrglasartig) gebogene Wand (*1* in Fig. 241 *A*) [3]), welche in der vorderen und zugleich dem Blattrande zugekehrten Hälfte einer Epidermiszelle auftritt, diese in eine äussere, hufeisenförmige und in eine zwischen den Schenkeln dieses Hufeisens gelegene Tochterzelle. Letztere wiederholt nun abermals den gleichen Theilungsvorgang (*2* in Fig. 241 *A*). Die vordere der dabei entstandenen Zellen, welche die Concavität ihrer Schwesterzelle ausfüllt, ist die Mutterzelle der Spaltöffnung und zerlegt sich unmittelbar in die Schliesszellen; es

---

[1]) Es können bei diesen beigeordneten Theilungen, wie Sachs die Theilungen nennt, welche in den benachbarten Epidermiszellen nach Anlage der Spaltöffnung stattfinden, im Ganzen drei verschiedene Fälle vorkommen, nämlich entweder es bilden sich:

1. die zwei Nebenzellen rechts und links der Schliesszellen aus den zwei seitlich von den Spaltöffnungen liegenden Oberhautzellen (*Gramineen, Aroideen, Proteaceen, Aloë*), oder

2. die Nebenzellen bilden sich aus den vier die Spaltöffnung umgebenden Epidermiszellen (*Coniferen, Cycadeen, Tradescantia*-Arten), oder endlich

3. die Theilungswände der Nebenzellen sind parallel der ersten Theilungsrichtung, durch welche die Spaltöffnung angelegt wurde. (Nur bei *Hydrocharis morsus ranae* beobachtet.) (Vgl. auch Prantl, K. „Flora.“ 1872. *pag.* 305 ff.)

[2]) Hildebrand, F. „Botan. Zeit.“ 1866. *pag.* 245 ff.

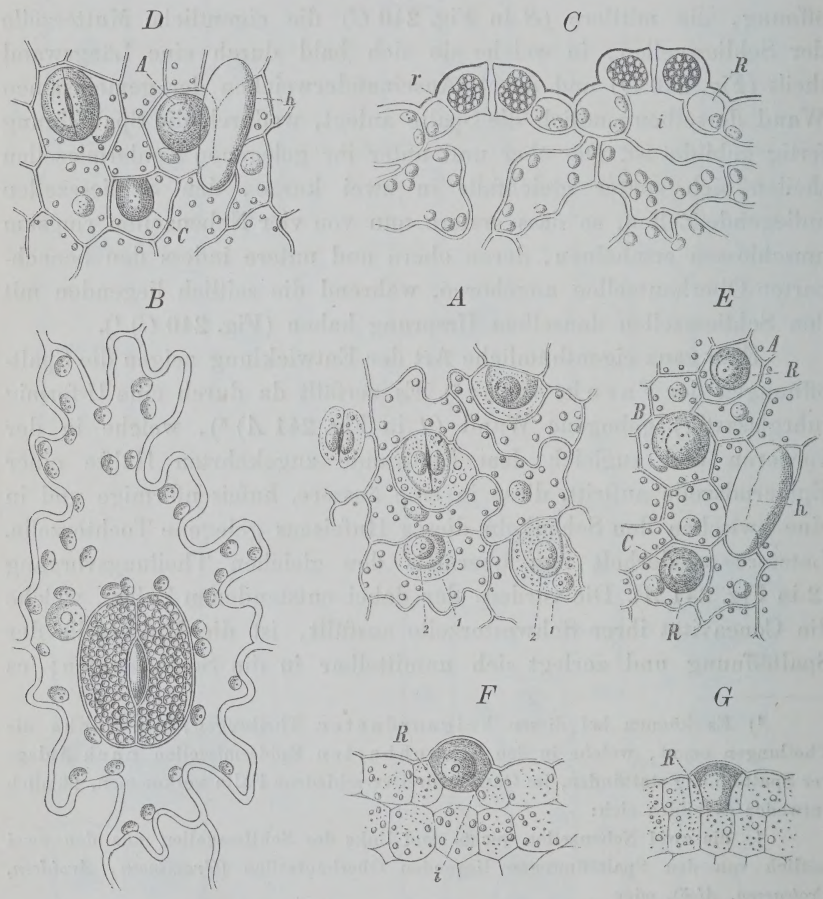
Strassburger, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan.“ V. *pag.* 317 ff.

Rauter, J. „Mittheil. d. naturw. Ver. in Steiermark.“ II. 1870. II. Heft.

[3]) Aehnlich auch die Bildung der Spaltöffnungen bei *Plantago, Epilobium, Oenothera, Silene* etc.

wird dieselbe demnach durch den zweiten Theilungsact angelegt. Bei manchen Farnen (*Aneimia*, *Niphobolus*) liegt die fertige Spaltöffnung sogar in der Mitte einer Oberhautzelle (Fig. 241 *B*), etwas über die Epidermis erhaben (Fig. 241 *C*). Die Entwicklungsgeschichte klärt das Zustandekommen dieser interessanten Lagerung auf. Bei

Fig. 241.



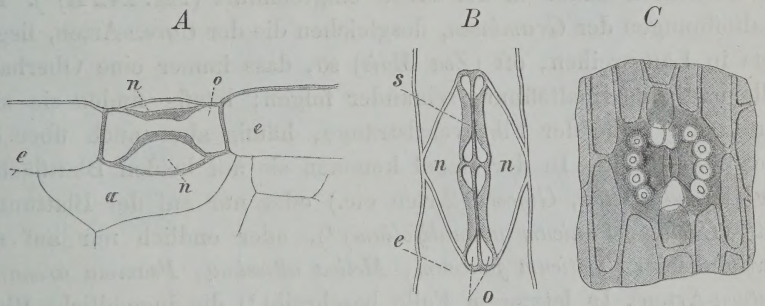
Vergrösserung 370. *A* Entwicklung der Spaltöffnungen von *Pteris longifolia*. *B—G* Entwicklung derselben bei *Aneimia fraxinifolia*. *B* eine fertige Spaltöffnung von oben gesehen, *C* im Querschnitte. *R* die Ringzelle, *h* Haare. (Nach Rauter.)

Aneimia fraxinifolia[1]) zerlegt sich eine Epidermiszelle durch eine kreisförmig geschlossene Theilungswand, welche in der Regel ganz nahe der vorderen Seitenwand der Oberhautzelle auftritt (*C* in Fig. 241 *D*, *E*) und gleich vom Anfange an die ganze Höhe derselben

[1]) Rauter, *l. c.*

einnimmt, in zwei sehr ungleiche Tochterzellen, nämlich in eine äussere, ringförmige (*R* in Fig. 241 *E, F, G*) und in eine central gelegene von der Gestalt eines umgekehrten Kegelstutzes (Fig. 241 *G*). Diese ist die Mutterzelle der Spaltöffnung, welche demnach mit dem ersten Theilungsacte angelegt wird und sich von der Ringzelle durch ihren reichen Protoplasmagehalt und einen grossen Cytoblasten auszeichnet. Sie wächst bald darauf bedeutend über die Oberfläche der Epidermis hervor (Fig. 241 *F*) und es bildet sich unter ihr die Athemhöhle aus (*i* in Fig. 241 *F*). Nun theilt sie sich in die beiden Schliesszellen (*B* in Fig. 241 *A*), die sich mit Chlorophyllkörnern füllen; endlich spaltet sich die Scheidewand zwischen den zwei Schliesszellen, welche sich mittlerweile eigenthümlich verdickten (Fig. 241 *C*), und die Spaltöffnung ist fertig. Durch nachherige Streckung der Ringzelle wird sie immer mehr von der Wand der Epidermiszelle abgerückt (Fig. 241 *D, E*). In ähnlicher Weise erfolgt auch die Bildung der Spaltöffnungen bei *Niphobolus Lingua.*

Fig. 242.



Vergrösserung 300. *A B* Spaltöffnung vom Blatte von *Zea Mais*. *A* im Längsschnitte, *B* Flächenansicht. *a* die Athemhöhle, *n* die Nebenzellen, *o* der von der Verdickung freigelassene Raum, *e* Epidermiszellen, *s* Schliesszellen. *C* Spaltöffnung von der Blattunterseite von *Pandanus graminifolius* mit Ringwall. (Nach Pfitzer.)

Auch die *Gramineen*[1]) zeigen eigenthümliche Verhältnisse ihrer Spaltöffnungen. Im Allgemeinen werden sie gebildet von zwei sehr schmalen, an den Enden etwas verbreiterten Schliesszellen (*s* in Fig. 242 *B*) und von zwei beträchtlich grösseren, dreieckigen Nebenzellen (*n* in Fig. 242 *B*); dabei wird das Lumen der ersteren zum grössten Theile von einer Verdickungsmasse verdeckt, welche nur an den Enden der Schliesszellen zwei, ungefähr dreieckige, oft Chlorophyll führende Räume (*o* in Fig. 242 *B*) frei lässt. Die Spaltöffnungen

[1]) Pfitzer, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan." VII. *pag.* 532 ff. — Aehnlich auch die *Cyperaceen* (Zingeler, C. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan." IX. *pag.* 127 ff.)

der *Gramineen* entwickeln sich aus einer Oberhautzelle, die durch eine Querwand in zwei Tochterzellen zerfällt, deren kleinere (stets vordere) zur Spaltöffnung wird. Sie theilt sich nämlich durch auf die Blattfläche senkrechte Längswände in drei Zellen, deren äussere die Nebenzellen darstellen, während die mittlere zur Spaltöffnungszelle wird [1]). Schon vor ihrer Theilung durch eine Längswand bildet sich unter ihr die Athemhöhle aus, und nach geschehener Individualisirung der zwei Schliesszellen entsteht die Spalte. Dieselbe dringt auch hier gleichzeitig von Innen und Aussen als ein schmaler Keil von spitz elliptischem Querschnitte zwischen die Schliesszellen ein, deren bis dahin gemeinsame Wand sich in zwei gegeneinander gewölbte Zellhäute spaltet. Anfangs sehr weit geöffnet, verschmälert sie sich später langsam wieder und besitzt an erwachsenen Blättern in vielen Fällen (*Zea Mais*) eine kaum messbare Breite. Das Auffallendste bei den *Gramineen*-Spaltöffnungen ist, dass die wachsenden Schliesszellen ihren mittleren Theil mit fortschreitender Entwicklung absolut verdünnen, und zwar sowohl parallel zur Blattfläche, als senkrecht darauf; sie erscheinen daher in der Mitte eingeschnürt (Fig. 242 *A*) [2]). Die Spaltöffnungen der *Gramineen*, desgleichen die der *Carex*-Arten, liegen stets in Längsreihen, oft (*Zea Mais*) so, dass immer eine Oberhautzelle und eine Spaltöffnung einander folgen; häufig finden sie sich nur in der Nähe der Fibrovasalstränge, häufig aber auch über die ganze Blattbreite. In der Regel kommen sie auf beiden Blattflächen vor (*Avena sterilis*, *Glyceria*-Arten etc.) oder nur auf der Blattunterseite (*Carices*, *Panicum palmatifolium*) [3]), oder endlich nur auf der Blattoberseite (*Triticum junceum*, *Melica altissima*, *Psamma arenaria*, *Festuca*-Arten). In letzterem Falle beschreibt [4]) die jugendliche Blattfläche durch Drehung einen Halbkreis und wendet ihre Stomatragende Oberseite dem Boden zu. Viele Gräser, die nur an bestimmten Stellen des Blattes Spaltöffnungen haben, legen solche an den übrigen Stellen gar nicht an, viele bilden aber dort wenigstens die Mutterzellen der Spaltöffnungen durch Theilung bestimmter Oberhautzellen in eine kurze vordere und eine lange hintere Tochterzelle.

[1]) Ganz wie bei *Tradescantia subaspera* (Fig. 240).

[2]) So mass Pfitzer die Breite der Schliesszellen anfangs 11·4 μ, später 11·6 μ, während sie im erwachsenen Blatte nur 5·4 μ beträgt. Die Höhe ist nach der Theilung der Spaltöffnungs-Mutterzelle in die Schliesszellen im Mittel 11·6 μ und überall gleich, wächst später an den Enden (*o* in Fig. 242 *A*) noch bis auf etwa 14·4 μ, sinkt aber bei der fertigen Spaltöffnung in der Mitte der Schliesszellen auf etwa 6·2 μ herab.

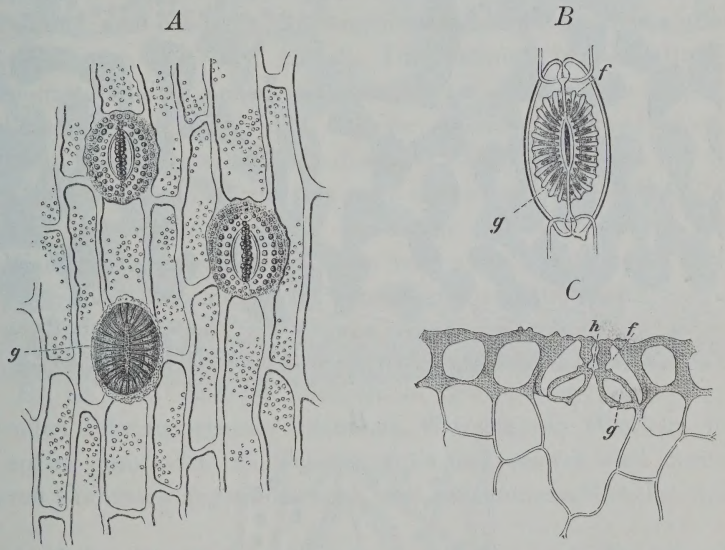
[3]) Zugleich, aber nur sporadisch, auch auf der Blattoberseite bei *Aeluropus littoralis* etc.

[4]) Duval-Jouve, „*Ann. des sc. nat.*“ VI. *Sér.* I. 1875. *pag.* 294 ff.

Diese gleichsam in der Entwicklung stehen gebliebenen Spaltöffnungen hat Pfitzer Kurzzellen (vgl. *pag.* 330, 340) genannt. Sie finden sich auch bei *Carex*-Arten häufig vor. Wie bei den *Coniferen* (*pag.* 393), *Proteaceen*[1]) etc., kann auch bei *Gramineen* später eine Wallbildung um die Spaltöffnung auftreten, verursacht durch theilweises Ueberwachsen derselben von Seite der sie umgebenden Epidermiszellen. Es liegt dann die Spaltöffnung gleichsam am Grunde einer mehr oder weniger tiefen Einsenkung (Fig. 242 *C*).

Bei den später stark verkieselnden Spaltöffnungen der *Equiseten*[2]) theilt sich die ursprüngliche Mutterzelle derselben nacheinander in drei Tochterzellen, eine mittlere, linsenförmige und zwei

Fig. 243.



Vergrösserung 250. Spaltöffnungen von *Equisetum limosum*. *A* Flächenansicht der Spaltöffnungen von oben, *B* von unten. *C* Querschnitt einer fertigen Spaltöffnung. *f* ist überall das obere Zellenpaar, *g* die Schliesszellen mit leistenförmigen Verdickungen; die untere Spaltöffnung in *A* ist mit Hinweglassung des oberen Zellenpaares gezeichnet. (Nach Strassburger.)

seitliche, halbmondförmige[3]). Während nun die mittlere Zelle nach ihrem Zerfallen in die zwei Schliesszellen (*g* in Fig. 243 *C*) zur Spaltöffnung wird, wachsen die seitlichen Zellen (*f* in Fig. 243 *C*) nach und nach so weit über sie heraus, dass nur noch ein enger

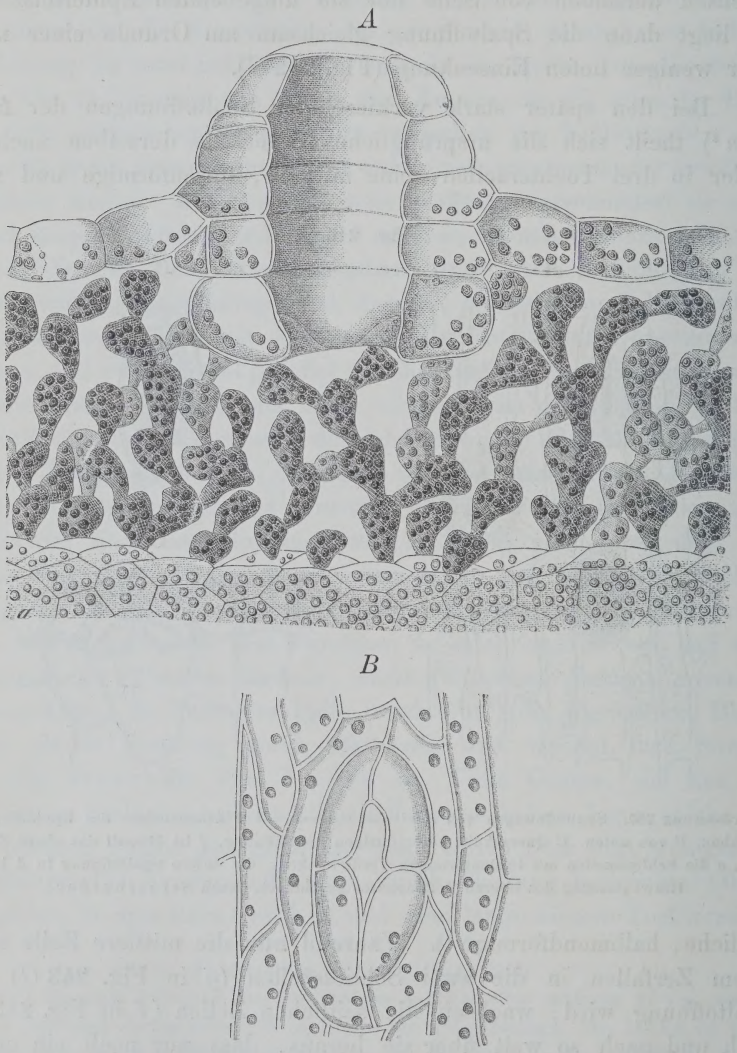
[1]) Mohl, H. *Nova acta acad. caes. L. C. nat. cur.* XVI. *pag.* 788 ff.

[2]) Sanio, C. „*Linnaea.*“ XXIX. Heft. 4.
Duval-Jouve. „*Hist. nat. des Equisetum de France.*“ Paris 1864.
Strassburger, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan.“ V. *pag.* 317 ff.

[3]) Nach Strassburger, *l. c.*

Canal (*h* in Fig. 243 *C*) übrig bleibt, welcher nach den unten liegenden zwei Zellen — der eigentlichen Spaltöffnung — führt. Bei Flächenansichten (Fig. 243 *A*) sieht man deshalb nur die später stark mit Kieselerde incrustirten, wie mit zierlichen Perlen versehenen

Fig. 244.



Vergrösserung 600. *A* Querschnitt, *B* Flächenansicht einer sogenannten Spaltöffnung von *Marchantia polymorpha*.

Wände des oberen Zellenpaares (*f* in Fig. 243 *C*), sowie den oberen Rand der Spalte (*h* in Fig. 243 *C*), die nach den Schliesszellen (*g* in Fig. 243 *C*) leitet. Betrachtung von unten (Fig. 243 *B*)

zeigt zugleich, dass die an die oberen Zellen angrenzenden Wände der Schliesszellen ganz eigenthümliche, leistenförmige Verdickungen besitzen. Beides zusammen erklärt die ganz eigenthümlichen Bilder, welche *Equiseten*-Spaltöffnungen unter dem Mikroskope zeigen [1]).

Schliesslich sei hier noch der eigenthümlichen, mit Unrecht auch immer Spaltöffnungen genannten Mündungen gedacht, welche bei *Marchantien* die grossen Lufträume des Innengewebes nach Aussen öffnen [2]). Man sieht da, wie sich nach Bildung dieser Hohlräume, welche schon frühe von eigenthümlichen, flaschenförmigen, chlorophyllführenden Zellwucherungen durchwachsen werden [3]), in der darüber liegenden Oberhaut eine Zelle durch mehrmalige Zweitheilungen in vier, sechs (*Marchantia*, *Fegetella*) oder mehr (*Rebouillia*) [4]) Zellen theilt, welche nun gerade so geordnet sind (Fig. 244 *B*), wie es bei der Bildung von manchen Saftgängen im Innern von Pflanzentheilen geschieht (*pag.* 289, Fig. 185 *A*). Die anfangs in der Mitte eng zusammenstossenden Zellen weichen später dort immer mehr und mehr auseinander und bilden so eine grössere Oeffnung über der Lufthöhle. Endlich zerfällt jede dieser Wandzellen durch der Oberhaut parallele Wände in vier bis acht übereinander liegende Zellen, wodurch die frühere Oeffnung zu einem von vier bis acht Etagen von Wandzellen umgebenen Canale wird (Fig. 244), durch den die atmosphärische Luft mit dem Pflanzeninnern communicirt.

§. 45. Korkbildungen (Periderma, Borke).

Es ist eine äusserst verbreitete Erscheinung, dass an ausdauernden Pflanzenorganen (Stämmen, Wurzeln) die Oberhaut früher oder später ganz oder theilweise zerstört und ersetzt wird durch ein äusseren Einflüssen gegenüber noch weit resistenteres Gewebe, welches

---

[1]) Höchst eigenthümlich verhalten sich nach Pfitzer („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan." VII, *pag.* 561 ff.) einige *Restio*-Arten. Da ist nämlich die Athemhöhle nach unten fast geschlossen durch verdickte, chlorophyllfreie Zellen, die er Schutzzellen nennt. Diese Schutzzellen nämlich, deren an die Athemhöhle grenzende Wände noch dazu stark cuticularisiren, dürften nach ihm, ebenso wie die bereits *pag.* 335 erwähnte Aussenschicht, wie sie *Restio diffusus* zeigt, zur Beschränkung der Verdunstung dienen, und den Wasserverlust dieser Pflanzen, die in sehr trockenem Klima und Boden leben, mässigen. Den nämlichen Zweck hat wohl auch das Senkrechtstellen der Blätter vieler neuholländischer *Myrtaceen* bei starker Insolation, desgleichen die in tiefen, mit Haaren ausgekleideten Furchen und Gruben versenkten Spaltöffnungen neuholländischer *Proteaceen*, *Casuarinen*, *Ericen* etc., sowie das fast gänzliche Fehlen von Blattorganen bei so vielen Pflanzen Neuhollands u. s. w.

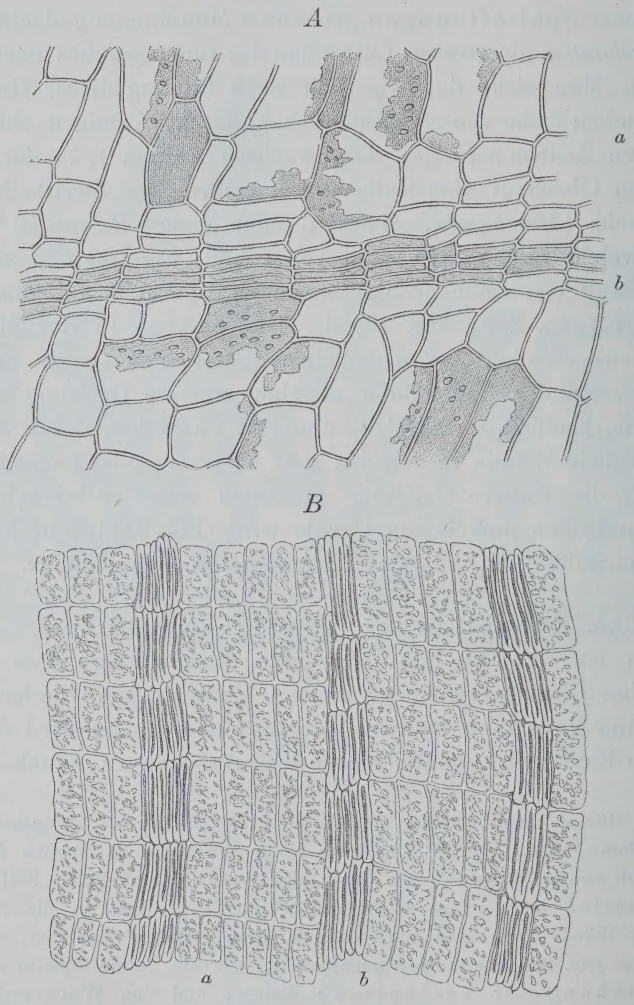
[2]) Mirbel, B. „*Rech. anat. et phys. sur le Marchantia polymorpha.*" Paris 1833.

[3]) Aehnliches bei *Riccia* und *Targionia*.

[4]) Sachs, J. „Lehrbuch d. Botan." 4. Aufl. 1874. *pag.* 107.

dehnbar, elastisch, für Luft und Wasser schwer oder gar nicht passirbar, in der Constitution seiner Zellhäute mit cuticularisirten Membranen übereinstimmt und als Korkgewebe bezeichnet wird [1]). (Vgl. *pag.* 66.)

Fig. 245.



Vergrösserung 300. Querschnitt durch das Korkgewebe: *A* von *Tamus elephantipes*, *B* von *Betula alba*. *a*, *b* abwechselnde Lagen von tafelförmigen und weiteren Korkzellen.

Charakteristisch für solches Korkgewebe ist die Anordnung seiner Zellen in rechtwinklig zur Organoberfläche liegenden Reihen,

[1]) In der ersten Jugend zeigen auch die Korkzellen Cellulosehäute (Schwefelsäure löst sie), Cytoblasten und Protoplasma; später führen sie Luft, und nur die stärker verdickten Korkzellenschichten der Laub- (Fig. 245 *B*, *b*) und

wodurch bei ihrer in der Regel cubischen oder parallelepipedischen, tafelförmigen Gestalt und dem Mangel an intercellularen Räumen eine mehr oder weniger mauerartige Lagerung der Zellelemente zu Stande kommt (Fig. 245; Fig. 247 *k*; Fig. 248 *k*).

Wo es gilt, äussere oder innere Verletzungen von dem Contacte mit der Aussenwelt abzuschliessen, da bildet die Pflanze gleichfalls Korkzellen als Vernarbungsgewebe, als natürlichen Verband für ihre Wunden [1]); desgleichen schützt sie saftreiche, mit Nährstoffen (Stärke, Gummi etc.) erfüllte Organe (Stengel- und Wurzelanschwellungen [Georgine, Kartoffelknolle], Rhizome) durch Umkleidung derselben mit einer Korkhülle vor schädlichen äusseren Einflüssen — kurz die Verbreitung von Korkgeweben ist eine ausserordentlich grosse, wenn sie auch grösstentheils — in der Jugend der Organe wenigstens — nur im Hautgewebe auftreten [2]).

In der Regel entsteht der Kork bereits vor der Zerstörung der Oberhaut unter derselben, und wenn diese aufreisst und abfällt — unter dem Drucke der wachsenden, von ihr bedeckten Theile — erscheint das Pflanzenorgan gleichsam von einem neuen, continuirlichen Hautgewebe, einer ringsum geschlossenen Korkzellenschicht,

---

Nadelhölzer enthalten einen dunkelgelb bis rothbraun gefärbten harzigen Stoff, wohl auch Krystalle (Schacht). Durch längeres Kochen in Salpetersäure und Kalilauge (Schultz'sches Macerationsgemisch) werden Korkzellen in eine wachsartige Masse umgewandelt. Nach Mitscherlich („Monatsber. d. Berliner Akad. d. Wiss.", 1850, März) besteht der Korkstoff (Suberin) aus $C = 63{\cdot}73$, $H = 8{\cdot}33$, $O = 24{\cdot}54$, $N = 1{\cdot}50$; er geht bei Behandlung (Oxydirung) mit Salpetersäure zuerst in eine harzige Substanz, dann in Korksäure ($C_8 H_{14} O_4$) und Bernsteinsäure ($C_4 H_6 O_4$) über.

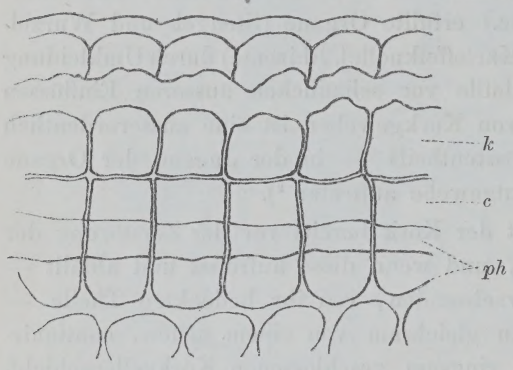
[1]) Wird ein Pflanzentheil verwundet, so vertrocknen zuerst ein paar Zellschichten an der Wundfläche, sie werden preisgegeben, und einige Zellreihen von der Wunde entfernt beginnt das Parenchym seine Thätigkeit und bildet unter ihrem Schutze eine Korkschicht, die an den Grenzen der Wunde sich der noch unversehrten Aussenhülle, welcher Art diese auch immer sei, innig anschmiegt, und so die tiefer liegenden Zellen schützt (vor Austreten und Verdunsten ihres Zellsaftes etc.).

[2]) Auch innere erkrankte Gewebspartien schliesst die Pflanze dadurch, dass sie um dieselben eine Korklage bildet, gar häufig von dem umliegenden gesunden Gewebe ab und verhindert dadurch ein Umsichgreifen der Krankheit (Salices); besonders deutlich beobachtet man das bei der Trockenfäule der Kartoffel. Die Isolirung der erkrankten Partie ist da so vollständig, dass, wenn die Setzkartoffel im Spätsommer bereits alles Amylum verloren hat, dasselbe in der trockenfaulen Partie der Knolle noch unverändert erhalten ist (Schacht, H. „Lehrb. d. Anat. u. Phys. d. Pfl." I. Berlin. 1856. *pag.* 292). — Häufig finden sich auch localisirte Korkbildungen an Pflanzentheilen, die sonst frei davon sind. Dahin gehören die braunen, höckerigen Flecken an Aepfeln, Birnen, Pflaumen etc., desgleichen an fleischigen Blättern von *Euphorbien* und *Cacteen*, die Korklamellen unter den Rosenstacheln u. s. w.

dem Periderma[1]), nach Aussen begrenzt. Die Fetzen der abgestorbenen Epidermis bleiben oft noch jahrelang an der Rinde hängen, den Schutz des Stengels nach aussen hat indess das Periderma übernommen.

Die Korkzellen gehen niemals aus dem Urparenchym (*pag.* 246) hervor, sondern entstehen normal später wie alle übrigen Gewebe perennirender Pflanzen, als Neubildungen in bereits differentiirtem Gewebe, verdanken also einem Folgemeristeme (*pag.* 246) ihren Ursprung, das man als Phellogen oder Korkcambium (Schacht) bezeichnet.

Fig. 246.



Vergrösserung 270. Querschnitt durch das sich bildende Periderma von *Salix alba*. *c* Phellogenschicht, *k* Korkzellen, *ph* Phelloderma. (Nach Sanio.)

Der Sitz der Korkbildung kann nun ein verschiedener sein; er entsteht nämlich entweder aus den Epidermiszellen selbst (*Solanum Dulcamara*, *Staphylea pinnata*, *Nerium Oleander*, *Pomaceen*, *Salices*, *Viburnum*-Arten), indem sich diese in zwei Tochterzellen theilen, deren obere sammt den Cuticularschichten etc. verkorken, während die unteren zu neuen Korkmutterzellen werden (*c* in Fig. 246), oder es werden die zunächst unter der Oberhaut gelegenen Collenchymschichten, und zwar entweder nur die äusserste[2]) (die meisten Holzgewächse: *Acer*, *Fagus*, *Quercus*, *Betula*, *Ulmus*, *Prunus*, *Sambucus*, *Pelargonien*) oder aber die zweite, dritte, auch wohl

[1]) Mohl, H. „Verm. Schriften botan. Inhalts." Tübingen 1845. *pag.* 212 ff. Hanstein, J. „Unters. über den Bau u. die Entwicklung der Baumrinde." Berlin 1853.

Schacht, H. „Lehrb. d. Anat. u. Phys. d. Pfl." I. Berlin 1856. *pag.* 285 ff.

Sanio, C. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik." II. 1860. *pag.* 39 ff. — Dabei die Literatur.

Dippel, L. „Das Mikroskop." II. Braunschweig 1872. *pag.* 157 ff.

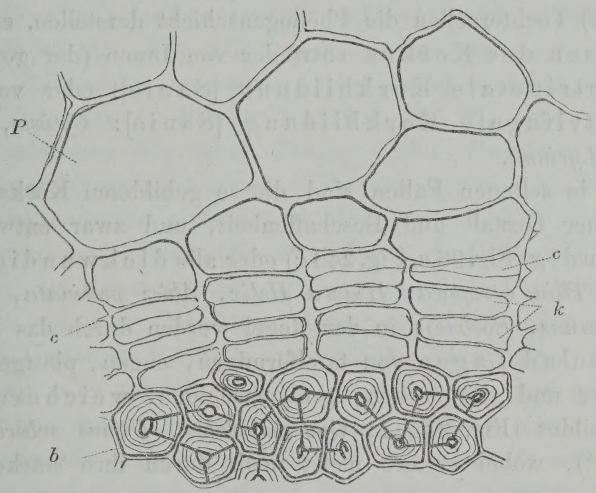
Hundeshagen („Anatomie, Chem. u. Phys. d. Pflanz.", 1829, *pag.* 32) hat zuerst Klarheit in die bis dahin ganz verworrenen Anschauungen über die Rindengewebe gebracht.

[2]) Da herrscht centripetale Theilungsfolge vor, d. h. die jeweilige unterste (innerste) Tochterzellreihe bildet die Phellogenschicht; die ältesten Korkzellen liegen also am weitesten nach aussen.

noch tiefere, zu Mutterzellen des Korkes[1]) (*Cytisus Laburnum*, *Robinia Pseud-Acacia*, *Gleditschia triacanthos*, *Urostigma elastica*), oder das Korkgewebe bildet sich aus den innersten, unmittelbar an den Basttheil der Gefässbündel angrenzenden Rindenparenchymzellen[2]) (*Lycium barbarum*, *Rubus*- und *Ribes*-Arten [Fig. 247]) oder endlich, es entsteht im Bastparenchyme des Gefässbündels, in der sogenannten secundären Rinde[3]) (*Vitis vinifera*, *Spiraea opulifolia*, *Philadelphus coronarius*, *Cydonia vulgaris*, *Melaleuca styphelioides*, *Lonicera*- und *Clematis*-Arten).

In allen Fällen erfolgt die Korkbildung in der Weise, dass von einem Punkte der Epidermis oder der unter ihr gelegenen

Fig. 247.



Vergrösserung 660. Querschnitt durch das sich bildende Korkgewebe von *Rubus fruticosus*. *c* Phellogenschicht, *k* junge Korkzellen, *b* Bastfasern, *P* Parenchymzellen der Rinde. (Nach Dippel.)

Parenchymschichten ausgehend, seltener gleich im ganzen Umkreise, plötzlich Zelltheilungen eintreten durch Wände, welche der Organoberfläche parallel liegen. Von den beiden so gebildeten Tochterzellen bleibt die eine (in der Regel die untere [bei centripetaler

[1]) Da herrscht centrifugale Theilungsfolge vor, d. h. die oberste (äusserste) Tochterzellreihe fungirt als Korkcambiumschicht; die ältesten Korkzellen liegen also am tiefsten im Innern des Zweiges.

[2]) Da wird später das ganze junge Rindengewebe in Folge der Korkbildung abgestossen.

[3]) Es werden da nicht nur die ganze äussere (primäre) Rinde, sondern auch die jeweiligen ältesten Partien der Bastbündel, nach Bildung des Korkcylinders, abgeworfen; die Hülle des Stammes wird also vom zweiten Jahre an von den blossgelegten und sich allmälig losschälenden Bastschichten gebildet.

Korkbildung], seltener die obere [bei centrifugaler Korkbildung]) meristematisch, sie wird zur Phellogenzelle, welche sich bald darauf wieder theilt, während die andere dagegen verkorkt. So werden durch die fortdauernden Theilungen der Phellogenzellen, die anfangs allerdings nur an einzelnen Stellen des Zweigumfanges auftreten, aber bald [1]) eine mehr oder weniger ausgebreitete, continuirliche, zur Organoberfläche parallele Schichte meristematischer, also theilungsfähiger Zellen — das Korkcambium oder Phellogen[2]) (Fig. 246 *c*, Fig. 247 *c* und Fig. 248 *c*) — darstellen, nach und nach zur Organoberfläche senkrechte Zellreihen gebildet, die eine mehr oder weniger mächtige Lage von Korkzellen — das Periderma[3]) (Fig. 245, Fig. 246 *k* und Fig. 248 *k*) — erzeugen.

Je nachdem nun die innersten (Fig. 248 *c*) oder äussersten (Fig. 247 *c*) Tochterzellen die Phellogenschicht darstellen, erfolgt das Zuwachsen des Korkes entweder von Innen (der gewöhnliche Fall: centripetale Korkbildung [Sanio]) oder von Aussen her (centrifugale Korkbildung [Sanio]: *Cytisus*, *Robinia*, *Lonicera*, *Lycium*).

Nur in seltenen Fällen sind die so gebildeten Korkzellen alle von gleicher Gestalt und Beschaffenheit, und zwar entweder alle dünnwandig (Fig. 96 *a*, Fig. 248 *k*) oder alle dickwandig[4]) (*Fagus sylvatica*, *Tilia europaea*, *Hedera Helix*, *Abies pectinata*, *Carpinus*, *Citrus*, *Cornus*, *Sorbus*); in der Regel werden durch das Phellogen abwechselnd Lagen von tafelförmigen, engen, plattgedrückten, festeren, und von weiten, grossmaschigen, weicheren Korkzellen gebildet (Fig. 245 *A*; *Quercus Suber*, *Ulmus suberosa*, *Acer campestre*) [5]), wobei erstere meist noch durch ihre stärkere Ver-

[1]) Bei den meisten unserer Waldbäume (*Quercus, Fagus, Betula, Pinus*) schon im ersten Jahre des Zweiges.

[2]) Nach Weinzierl („Oesterr. botan. Zeit.", 1876, *pag.* 293) enthalten die Zellen desselben viel Phloroglucin. Mit Eisenchlorid färbt es sich tief violett.

[3]) Auch Rindenhaut, glatte Rindenschicht, Lederkork genannt.

[4]) Da bleibt die Rinde bis in's hohe Alter glatt und blättert sich nicht ab. Bemerkt mag hier werden, dass oft nahe verwandte Pflanzen ganz verschiedene Korkgewebe entwickeln, so *Quercus Suber* weite, zerbrechliche, lufthaltige Zellen (wie Fig. 245 *A*), *Quercus pedunculata* dickwandige, dehnbare, mit braunem Inhalte erfüllte (Fig. 249 *k*); desgleichen, dass starke Cuticular-Entwicklung (*Viscum album*, *Ilex Aquifolium*, *Citrus Aurantium*, *Helianthus annuus*) das Bilden von Korkhüllen als Schutz unnöthig macht; solche Pflanzen behalten ihre Oberhaut bis in's späteste Alter, und ihre Stämme zeigen gelbe oder grünbleibende Oberfläche.

[5]) Gewöhnlicher Kork (*Suber*). Er nimmt jedes Jahr an Dicke zu, weil die Neubildung die Menge der abgestorbenen und abgestossenen Schicht überwiegt, und reisst in seinen äusseren Bezirken unregelmässig in der Axenrichtung des Stammes ein.

dickung und ihren Inhalt sich auszeichnen (Fig. 245 *B*; *Betula alba*, *Gymnocladus canadensis*, *Prunus Cerasus*)[1]), so dass das Periderma mehr oder weniger deutlich geschichtet erscheint[2]).

Die fast immer tangentalen[3]) Scheidewände, durch welche die Korkzellen individualisirt werden, erscheinen als äusserst zarte, hyaline Linien zwischen den relativ dicken Wänden der Korkmutterzelle[4]) (Fig. 247, Fig. 248); bei centripetaler Theilungsfolge theilt sich die neue Mutterzelle (Phellogenzelle) nicht früher, als bis die zur Korkzelle bestimmte (obere) Tochterzelle angefangen hat, zu verkorken, bei centrifugaler dagegen tritt die Verkorkung nicht früher ein, als bis sämmtliche Theilungen vollendet sind, und dann verkorken die Peridermzellen in centripetaler Richtung (die jüngste, oberste, zuerst).

Die Gestalt der fertigen Korkzellen ist entweder cubisch (*Quercus Suber* etc., Fig. 245 *a*) oder radial verlängert (*Viburnum Lantana*, *Philadelphus coronarius*), oder radial verkürzt, d. i. tafelförmig (*Tilia*, *Fagus*, *Betula*; *b* in Fig. 245 *B*), oder ganz flach (*Solanum tuberosum* [Fig. 96 *a*], *Prunus Padus*, *Portulacca afra*), oft mit stark geschlängelter Contour (*Viburnum*-Arten). Die Membran derselben ist entweder einfach und überall gleich dick (dünnwandig bei *Quercus Suber*, *Nerium Oleander*, *Tamus elephantipes* [Fig. 245 *A*], dickwandig bei *Fagus sylvatica*, *Tilia*, *Betula* [*b* in Fig. 245 *B*]), oder sie besteht aus zwei Schichten, deren innere (secundäre Zellhaut) im ganzen Umfange der Zelle von gleicher Mächtigkeit (*Viburnum prunifolium*), oder auf der einen Seite stärker als auf der anderen entwickelt sein kann (*Sorbus Aucuparia*). Es kann auch geschehen, dass die secundäre Membran blos auf der unteren, inneren Seite (*Viburnum Opulus*) oder blos auf der oberen, äusseren Seite der Korkzellen auftritt (*Salices* [Fig. 246 *k*, Fig. 250 *p*], *Janthoxylon fraxineum*, junge Zweige von *Pinus sylvestris* [Sachs]), in welch' letzterem

[1]) Eigentlicher Lederkork, der sich in mehr oder weniger dicken Lagen abblättert.

[2]) Bei *Acer campestre*, *Quercus Suber* etc. entwickelt sich fast nur die weichere (lockere) Schicht, und die festere besteht nur aus wenig Lagen; bei *Gymnocladus canadensis* sind beide fast gleichmässig vorhanden, bei *Betula alba* anfangs fast nur die feste, in höherem Alter auch die (braune) weichere u. s. w.

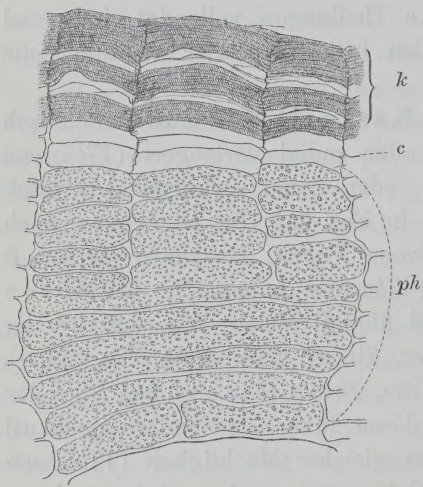
[3]) Nur selten, und zwar bei sehr grossen Zellen (*Staphylea pinnata*) geht den Tangentaltheilungen der Korkmutterzelle eine Radialtheilung voran, wodurch sie in zwei neben einander liegende Tochterzellen, die Mutterzellen des zu bildenden Korkes, halbirt werden. Geschieht diess später, so erscheinen die Radialreihen der Korkzellen dort verdoppelt (gegenüber den Nachbar-Korkreihen). Der Vorgang kann sich öfter wiederholen.

[4]) Aeusserst zart bei *Betula* und *Alnus*, robuster bei *Sambucus* und *Ulmus*.

Falle die Korkzellen oft täuschend Oberhautzellen gleichen [1]). Der Inhalt der Korkzellen ist entweder dauernd Luft (*Quercus Suber*, *Acer campestre*), oder eine bräunliche, feste, fast homogene Masse (*Fagus sylvatica*, *Castanea vesca*), oder feine Körnchen (*Betula alba*, Fig. 245 *B*, Schicht *a*) [2]).

Häufig bildet das Phellogen nicht nur Korkzellen, welche das Periderm verdicken, sondern auch Chlorophyll führende Parenchymzellen in der Weise, dass von den durch eine jeweilige Theilung einer Phellogenzelle entstandenen zwei Tochterzellen nicht, wie gewöhnlich, die untere Phellogenzelle bleibt und die obere verkorkt, sondern dass sich die obere nochmals theilt und die untere zu einer Parenchymdauerzelle wird, die sich mit Chlorophyll, Stärke etc. füllt, Cellulosemembran besitzt und sich ganz wie eine Rindenzelle verhält, weshalb sie Sanio auch Korkrindenzelle (Phellodermzelle) nennt; sie bilden nicht selten eine beträchtliche Schicht: die Korkrindenschicht oder das Phellodermа (Fig. 246 *ph*, Fig. 248 *ph*), welche zur Verdickung des grünen Rindengewebes vieler *Dicotylen* beiträgt. In solchen Fällen liegen die Korkschichten stets ober-, ausserhalb des Phellogens, die Phellodermlagen stets unterhalb desselben, dem Holze zu, und es sind die obersten, äussersten Kork- und die untersten, innersten Phellodermzellen immer die ältesten [3]).

Fig. 248.



Vergrösserung 270. Querschnitt durch das Rindengewebe von *Ribes rubrum*. (Nach Sanio.) *c* Phellogen, *k* Korkzellen (Periderma), *ph* Phellodermschichten.

Bei *Quercus Suber* theilen sich, sobald die Korkbildung erfolgt, die obersten Rindenzellen zunächst in zwei Tochterzellen. Die untere

[1]) Auch darin, dass da nur die obere, verdickte Wandung derselben verkorkt, die übrige, dünnwandige Zellhaut aber, nach Sanio, unverkorkt bleibt.

[2]) Bei *Betula alba* füllen sich in den ersten Jahren die Schichten tafelförmiger Zellen (*b* in Fig. 245 *B*) mit einer dickflüssigen, harzigen, kirschrothen Substanz, welche das Materiale zur Darstellung des Birkentheers liefert; der junge Birkenzweig zeigt deshalb eine braune Oberfläche. Später bleibt diese Inhaltsmasse aus, alle Zelllagen (*a* und *b* in Fig. 245 *B*) führen Luft und die Rinde erscheint nun weiss.

[3]) Centrifugale Korkbildung ausgenommen.

wird Phellodermzelle, die obere theilt sich nochmals in eine tafelförmige, untere, und in eine grössere, obere Zelle. Letztere wird zur ersten Korkzelle, ihre untere Schwesterzelle dagegen zur Phellogenzelle, zur Mutterzelle der weiteren Korkzellen. Im folgenden Jahre wird von den durch jeweilige Theilung in der Phellogenschicht entstandenen Tochterzellen die untere abermals zur Phellodermzelle, während sich die obere weiter theilt. Dasselbe geschieht im dritten Jahre, und so wird eine bis sechs Lagen starke Phellodermschicht gebildet [1]). Aehnlich verhalten sich *Sambucus nigra* (besonders leicht zu verfolgen), *Corylus Avellana*, *Crassula arborea*, *Acer platanoides*, *Syringa vulgaris*, *Fraxinus excelsior* etc.[2]).

Bei *Fagus sylvatica* wird nach der ersten Theilung die obere Tochterzelle zur Korkzelle; die untere theilt sich wieder und von ihren zwei Tochterzellen wird die untere, grössere zur Phelloderm-, die obere, kleinere zur Phellogenzelle. Die tafelförmigen Korkzellen

---

[1]) Die Oberhaut bleibt bei *Quercus Suber* bis in's zweite oder dritte Jahr erhalten, dann löst sie sich in dünnen, fast farblosen, harten Häuten ab, und schon ist eine dünne, spröde Korkschicht als Ersatz für die Epidermis vorhanden. So lange das Phellogen von diesen ersten Korklagen überdeckt bleibt, producirt es nur ein hartes, unelastisches Gewebe, dem die werthvollen Eigenschaften des Korke nicht zukommen, und erst, wenn diese technisch werthlose Schicht (männlicher Kork) künstlich entfernt, losgelöst wird, erzeugt es guten (weiblichen) Kork. An fünfjährigen Stämmen ist ersterer bereits so mächtig, dass man ihn abnehmen kann, ohne das Korkcambium zu verletzen. Gewöhnlich beginnt man dann an fünfzehnjährigen Bäumen mit der ersten Gewinnung (Loslösung) des guten Korkes nimmt aber die weiteren Entrindungen immer erst nach einer Pause von 8—10 Jahren vor, damit die Korkplatten 17—26^{mm} dick werden. Den besten Kork liefern Bäume von 50—100 Jahren, man kann aber viel länger mit der Gewinnung fortfahren. Im Allgemeinen wächst bei der Korkeiche die Korkschicht jährlich um 1—5^{mm} zu. — Auch bei *Betula alba* erneuert sich, wie Mercklin („*Bullet. de l'acad. impér. des scienc. de St. Petersbourg*", IV, 1864, *pag.* 563 ff.) zeigte, das Periderma, nachdem man es zu technischen Zwecken abgelöst hat. An den entrindeten Stellen erscheint schon einige Tage nach der Operation der Stamm wie von einem rostfarbigen Eisencylinder umkleidet, ähnlich wie nach Willkomm die entkorkten Eichen „wie mit rothen Strümpfen angethan" erscheinen. Nach 2—3 Jahren zeigt die entrindete Oberfläche sich wie mit einem dunkel-aschgrauen, borkenartigen Schuppenpanzer bekleidet, dessen einzelne, meist quadratische Schuppen sich noch deutlich als Theile des völlig eingetrockneten, abgestorbenen Rindenparenchyms zu erkennen geben. Zwischen ihnen verlaufen tiefe Risse und Furchen, aus deren Tiefe oft ein grüner Schimmer das Leben der scheinbar todten Unterhälfte des Baumes verräth, der ober dem Ringelschnitte auf's freudigste grünt. Allmälig fallen die Schuppen ab und unter ihnen tritt eine grau-weissliche oder hell-bräunliche Oberfläche hervor, die einem continuirlichen, unter jenem Panzer allmälig entstandenen neuen Periderm angehört und sich ohne Unterbrechung an das Periderma der nicht entrindeten Stammpartie anschliesst.

[2]) Für Details verweise ich auf Sanio's vortreffliche Arbeit.

verdicken sich später beträchtlich und füllen sich mit braunem Inhalte. Ganz ähnlich verhält sich *Rhamnus Frangula* u. s. w.

Wo das Periderm besonders glatt und glänzend ist, löst es sich häufig in dünnen Blättern ab, die sich am leichtesten in horizontaler Richtung vom Stamme abziehen lassen (*Corylus Avellana*, *Prunus Cerasus, domestica, Mahaleb, spinosa* etc.).

Bei peridermbildenden Bäumen erhalten sich demnach Bast und Innenrinde zeitlebens in ihrer Integrität und nehmen an der Bildung der (sich ablösenden) Peridermschuppen keinen Antheil, sondern diese bilden sich, wie wir gesehen, aus einem am einjährigen Aste zwischen Epidermis und Innenrinde gelegenen Phellogen.

Auch an krautartigen Pflanzen ist Peridermbildung nicht selten. Nach Petersen[1]) ist sie sogar eine allgemeine Erscheinung an Stengeln, welche in demselben Jahre zum Absterben bestimmt sind, in welchem der Kork angelegt wird. Auch hier findet die Korkbildung entweder nur in der Oberhaut statt (*Convolvulus arvensis* und *Sepium*), oder aber in der ersten unter der Epidermis gelegenen Parenchymschicht (*Achillea-*, *Trifolium-*, *Malva*-Arten, *Hieracium umbellatum*), oder in tieferen Periblemlagen (*Galium-*, *Stellaria-*, *Hypericum-*, *Campanula-*, *Silene*-Arten) und ist in der Regel nur auf den untersten Theil des Stengels beschränkt.

Eine ganz eigenthümliche Art von Peridermbildung, bei welcher nämlich die Phellogenzellen an den verschiedenen Seiten eines Triebes ungleichen Werth besitzen, hat Sanio[2]) bei *Casuarina torulosa* entdeckt. Der Stengel der Pflanze zeigt[3]) ebenso viele Längsleisten als Blätter in der Scheide sind, und erscheint demnach im Querschnitte sternförmig. Die Korkbildung beginnt in den vertieften Längsfurchen zwischen je zwei Längsleisten, und zwar in der unter der Epidermis gelegenen Zellreihe. Die fertigen Korkzellen sind unterseitig stark verdickt und mit braunem Inhalte erfüllt. Nachdem sich in den Furchen ein aus etwa sechs Lagen bestehendes Periderm gebildet, greift die Korkbildung von beiden Seiten an der Basis der Längsrippen in deren Inneres vor[4]) und durchsetzt das im Gewebe liegende Gefässbündel, es in einen inneren und in einen äusseren, dem Absterben preisgegebenen Theil zerlegend. Die Längsleisten werden auf diese Weise früher oder später ganz abgeworfen[5]).

---

[1]) „*Botan. Tidssk.*" Kopenhagen 1874. 2. Ser. IV. *pag.* 14.

[2]) *l. c. pag.* 100.

[3]) Wegen der herablaufenden Blattkissen.

[4]) Wie bei Rosenstacheln. Vgl. *pag.* 378.

[5]) Bei *Larix europaea* scheint Aehnliches stattzufinden.

Im Gegensatze zu der auf die Oberfläche der Organe beschränkten Peridermbildung erfolgt die Bildung der Borke an älteren Aesten und Stämmen, nachdem die Peridermbildung ihr Ende erreicht hat, durch ein gleichsam secundäres Phellogen, das tief im Innern der Rinde (nicht selten im Basttheile, d. i. in der secundären Rinde) grössere oder kleinere Korklamellen bildet, sodann erlischt, aber alle auf der Aussenseite derselben gelegenen Gewebsschichten, durch Isolirung derselben, vom Saftaustausche abschliesst und vertrocknen macht. Diese durch das Korkgewebe gleichsam aus der Rinde herausgeschnittenen, abgestorbenen Partien können natürlich dem weiteren Dickenwachsthume des Stammes nicht lange folgen, die Rinde reisst von Aussen nach Innen durch Längs- oder schiefe Risse ein, erhält ein rauhes, zerrissenes Ansehen und die vertrockneten Theile werden in Form von grösseren oder kleineren Stücken, Schuppen (Schuppenborke: *Ulmus campestris*, *Sambucus nigra*, *Juglans regia*, *Populus nigra*, *Quercus*, *Acer*, *Platanus*, *Tilia*, *Betula* [1]) etc.), oder aber in Form von horizontalen Ringen abgestossen (Ringelborke: *Vitis vinifera*, *Caprifolium italicum*, *Clematis*-, *Ribes*-, *Melaleuca*-Arten) [2]).

Die Borke (Rhytidoma) besteht demnach aus den abgegliederten, älteren Rindenstücken, die durch wiederholte Korkbildung von den jüngeren, nachwachsenden Schichten gesondert werden, sie ist also nicht, wie Kork (Periderma), eine bestimmte Gewebeform von sehr ausgeprägtem Charakter, sondern besteht aus vielerlei Dingen, wie sie gerade zufällig beisammenliegen und nur von Korkzellen umgrenzt sind (Fig. 249). Ihre Bestandtheile herauszufinden ist oft schwer und nur durch Vergleich mit der lebenden Rinde möglich [3]). Vom Periderma ist sie anatomisch sofort durch das Vorkommen der Elemente des Bastes unterschieden.

---

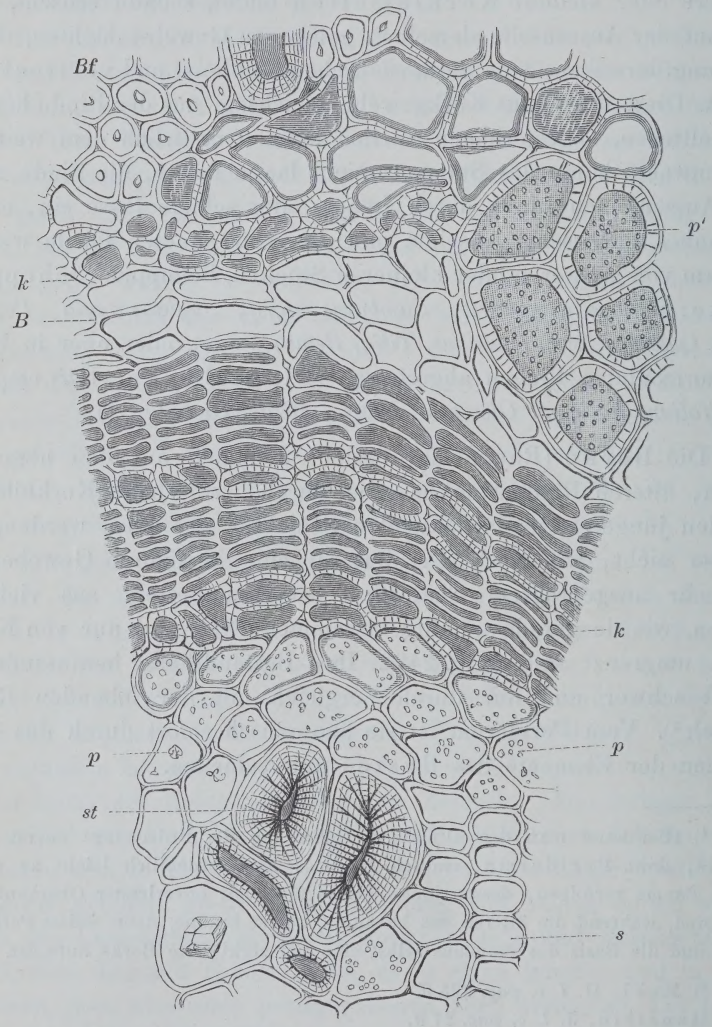
[1]) Hier kann man den allmäligen Uebergang der Bedeckung: zuerst Epidermis, dann Periderma, endlich Borke, ausserordentlich leicht an einem älteren Baume verfolgen, dessen junge Triebe noch mit unverletzter Oberhaut versehen sind, während die älteren das bekannte, zuerst braune, dann weisse Periderm zeigen und die Basis des Stammes selbst eine tief zerklüftete Borke aufweist.

[2]) Mohl, H. *l. c. pag.* 225 ff.
Hanstein, J. *l. c. pag.* 27 ff.

[3]) Die Rinde dicotyler Pflanzen besteht zunächst aus dem vom Urparenchyme (Vegetationspunkte) selbst erzeugten Rindengewebe, das, einmal angelegt, an Dicke nicht mehr zunimmt, der sogenannten primären Rinde (Fig. 250 *r*), und den durch die Thätigkeit des Cambiums (Fig. 250 *c*) erzeugten Bastbündeln (Fig. 250 b^1, b^2, b^3), sowie Allem, was zwischen (mit oder nach) ihnen durch dasselbe gebildet wird, der sogenannten secundären Rinde (Fig. 250 *s*). Vgl. übrigens Cap. X und XI.

Verfolgt man die Entstehung der Borke, so sieht man hie und da plötzlich im Innern der Rinde eine dünne, nur wenige Zellen breite Korkschichte schief oder bogenförmig, aber halbwegs

Fig. 249.

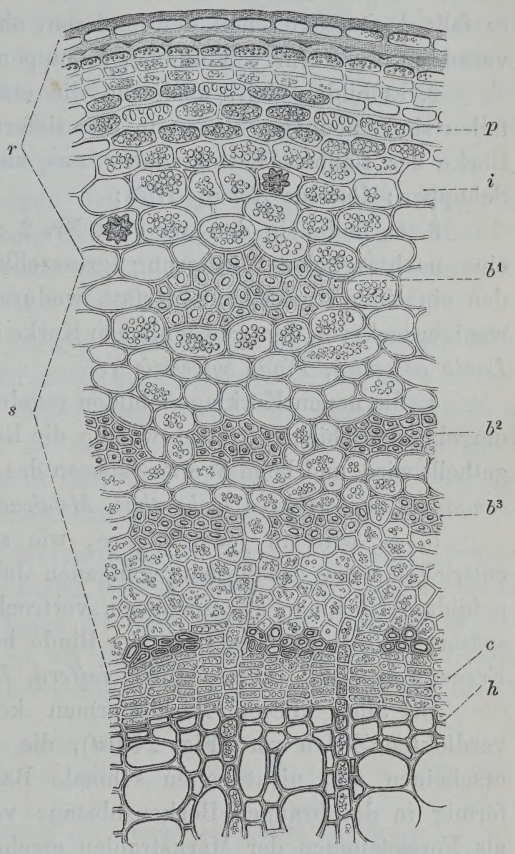


Vergrösserung 440. Querschnitt durch die Borke von *Quercus Robur*. (Nach Dippel.) *Bf* Bastfasern, *p p'* Parenchymzellen, *k* Korkzellen, *st* Steinzellen, *s* Siebröhren, *B* Bastparenchym.

der Peripherie des Astes entsprechend, das Parenchym durchsetzen. Nach Aussen schliesst sie sich ringsum der oberflächlichen Korkhülle (Periderma) an und grenzt auf diese Art ein gewöhnlich flach gewölbtes, schaliges oder schuppiges Stück der primären Rinde von

ihrer übrigen Masse völlig ab. Mit der Verdickung dieser inneren Korklage (Fig. 249 *k*) wird das abgegliederte Stück isolirt, stirbt ab und vertrocknet. Zwischen und unter den fertigen entstehen nun in rascher Folge immer neue Schuppen, und je nach der Baumart bleiben bald mehr oder weniger derselben über einander haften, bevor sie durch die Witterung zerstört [1]) werden und abfallen; auch sind sie bald dicker, bald dünner u. s. w. [2]). Die ersten Schuppen enthalten entweder nur Stücke der primären Rinde (Fig. 250 *r*) oder nehmen auch wohl schon einige Bündel des ersten Bastringes (Fig. 250 b^1) mit fort. Die folgenden durchkreuzen die tieferen Theile der Bastschicht (Fig. 250 b^2, b^3) und geben immer neue Antheile derselben dem Absterben preis, so dass die primäre Rinde bald ganz verschwunden ist und nur Theile der secundären, die ebenfalls immer mehr verbraucht wird, lebensthätig bleiben. So kommt es, dass die todte Borke oft um Vieles dicker ist, als der noch lebende Rindentheil.

Fig. 250.



Vergrösserung 300. Querschnitt durch einen dreijährigen Ast von *Salix pentandra*. *p* Periderm, *i* primäres Rindenparenchym, b^1, b^2, b^3 Bastbündel (primäres [b^1], secundäre [b^2], tertiäre [b^3]) *c* Cambium, *h* Holz, *r* primäre Rinde, *s* secundäre Rinde.

---

[1]) Beim Absterben der Borke nach Aussen erfolgt fast allgemein auch Humification der Gewebe.

[2]) So werden bei *Tilia* und *Acer* flache Stücke durch schmale, ziemlich parallele Risse getrennt; bei *Quercus, Populus* und *Robinia* dicke, knorrige Borkenschuppen durch tiefe, netzartig an der Stammoberfläche sich kreuzende Spalten abgeschnitten etc. Bei *Aesculus* sind die Schuppen flach und blätterig, bei *Platanus* breitschalig und schnell hinfällig u. s. w.

Im Allgemeinen treten (nach Mohl) bei der Borkenbildung folgende Modificationen ein:

1. Die neuen, inneren Korklagen entwickeln sich nicht gleichmässig im ganzen Umfange der Rinde, sondern nur stellenweise, und es fällt der äussere Theil der letzteren, ohne dass er sich wesentlich verändert, in Form von dünnen Schuppen ab: *Platanus*[1]);

2. es bilden sich, noch ehe die ersten Borkenschuppen abgefallen sind, neue Korklagen in den tieferen Theilen der Rinde. Die Borke des Baumes besteht daher aus vielen übereinanderliegenden Schuppen: *Quercus Robur, Tilia*;

3. es findet in den wie bei Nr. 2 gebildeten Borkenschuppen eine nachträgliche Wucherung grosszelligen Parenchyms zwischen den einzelnen Korkschichten statt, wodurch dieselben ein mehr oder weniger lockeres, dem gewöhnlichen Korke ähnliches Ansehen erhalten: *Larix europaea, Pinus sylvestris*[2]);

4. die neuen Korklagen bilden regelmässige, den ganzen Stamm umgebende Schichten, durch welche die Rinde in bastähnliche Blätter getheilt wird und beim Weiterwachsen des Stammes abfällt: *Juniperus communis, Metrosideros lophanthus, Melaleuca*[3]);

5. es wird in jedem Jahre, wie sich eine neue Bastschicht entwickelt, die des vorhergegangenen Jahres durch eine unter ihr gebildete Korklage abgeschnitten, vertrocknet, und fällt früher oder später ab. Der lebende Theil der Rinde begreift also immer nur das Erzeugniss Eines Jahres: *Vitis vinifera, Lonicera Caprifolium.*

In allen diesen Borkenformen kommen Zellnester von verdickten Zellen vor (Fig. 249 *st*), die dem freien Auge weisslich erscheinen und nicht selten schmale Bänder bilden, die strahlenförmig in der braunen Borkensubstanz vertheilt sind — gleichsam als Fortsetzungen der Markstrahlen erscheinen.

---

[1]) Bei *Platanus occidentalis* bleibt das Periderma bis zum 8.—10. Jahre — etwa wie das bei *Fagus sylvatica* — erhalten. Um diese Zeit bildet sich aber an einzelnen Stellen in der Bastschicht der Rinde eine Platte tafelförmiger Korkzellen, die dem Periderm nicht ganz parallel ist, sondern sich mit ihren Rändern an dasselbe anlegt und so einen schuppenförmigen Rindentheil dem Vertrocknen preisgibt. Da sich der Vorgang fortwährend wiederholt, bleibt der Stamm dabei ziemlich glatt.

[2]) Die Baströhren und die Harzgänge, welche in den Schuppen liegen, werden durch diese Wucherung des Zellgewebes von einander entfernt und bekommen eine unregelmässige, gewundene Form. Die äusserste und innerste Zelllage jeder Schuppe besteht aus kleineren, etwas dickwandigen Zellen, die mittleren aus einer brüchigen, korkigen Substanz, und schon das freie Auge unterscheidet diese drei Schichten.

[3]) Besonders schöne bandförmige Streifen zeigt nach Willkomm („Einleit. in das Studium der wissensch. Botanik." I. Leipzig 1854, *pag.* 105) *Adenocarpus decorticans.*

§. 46. Lenticellen.

Wie die Spaltöffnungen (*pag.* 382 ff.) bei einer gewöhnlichen, echten Oberhaut die Mündungen der Intercellulargänge des Pflanzeninnern nach Aussen, also Unterbrechungen der Continuität der Epidermis darstellen, so sind die intercellularen Räume bei durch Korkbildungen (Periderma [*pag.* 414], Borke [*pag.* 419]) verändertem Hautgewebe durch eigenthümliche Gebilde nach Aussen geöffnet, die man Lenticellen [1]), Korkwarzen [2]), Rindenporen [3]), auch wohl Rindenhöckerchen, Linsenkörperchen etc. genannt hat.

Erst die Untersuchungen der letzten Jahre [4]) haben Klarheit in den Bau, die Entwicklung und die Function dieser, seit Mohl's bahnbrechenden Arbeiten [5]) fälschlich, aber ganz allgemein als partielle Korkwucherungen aufgefassten Gebilde gebracht.

Die Lenticellen stellen dem freien Auge grössere oder kleinere, mehr weniger gestreckte, warzenförmige Erhöhungen an der Oberfläche der Rinde dar (lederbraune Striche im weissen Periderm von *Betula alba* etc.), die oft durch eine mittlere Furche in zwei lippenförmige Wülste getheilt sind und in der Regel eine von der Farbe der Rinde abweichende, häufig braune Färbung zeigen.

Die Substanz dieser Hervorragungen ist bis auf eine gewisse Tiefe trocken, brüchig, korkartig. Sie sind, wie Mohl zeigte, bereits an einjährigen Aesten, so lange die Rinde noch grün und mit unverletzter Epidermis versehen ist, als rundliche oder längliche, missfarbene Flecken vorhanden [6]), über welchen oft schon am Ende des ersten

---

[1]) De Candolle. „*Ann. des sc. natur.*“ *I. Sér.* VII. 1826. *pag.* 8.

[2]) Schacht, H. „Lehrb. der Anat. u. Physiol. d. Pflanzen.“ I. Berlin 1856. *pag.* 295.

[3]) Duhamel du Monceau. „*La physique des arbres.*“ 1758.

Du Petit Thouars. „*Ess. sur la végétat.*“ 1809. *pag.* 222. — De Candolle hielt die Lenticellen für Wurzelknospen, eine Ansicht, welche Mohl („Flora“, 1832, I) widerlegte. — Guettard („Mem. der Pariser Akad.“, 1745, *pag.* 268) nannte sie *Glandes lenticulaires* und hielt sie für Drüsenorgane. — Germain de St. Pierre („*Bullet. de la société de France*“, 1874, XI, *pag.* 32, 224 ff.) lässt sie durch Zellwucherung des Hypoderms an den Stellen entstehen, wo ein Haar oder ein Stachel abgebrochen wurde u. s. w.

[4]) Stahl, C. E. „*Dissertat.*“ Halle 1873. Ich folge hier vorwiegend seinen Untersuchungen.

Haberlandt, G. „Sitzungsber. der Wiener kais. Akad. der Wiss.“ LXXII. 1875. Juli-Heft.

[5]) „*Dissertat.*“ Tübingen 1836. — „Vermischte Schriften.“ 1845. *pag.* 229 ff.

[6]) Oft sind diese Flecke röthlich oder rosafarben und zeigen einen weissen Punkt in der Mitte, der von einer in der daselbst befindlichen Spaltöffnung sitzenden Luftblase herrührt (*Syringa vulgaris, Pistacia Terebinthus, Ligustrum japonicum, Cornus alba*).

Jahres die Oberhaut der Länge nach aufreisst[1]), wodurch die untergelegenen Zellschichten sich bald zu den warzenförmigen Erhöhungen — den Lenticellen — verwandeln. Mit dem weiteren Dickenwachsthume des Astes werden sie in die Breite gedehnt und stellen nun querliegende Streifen dar, während sie im ersten Jahre rundlich oder parallel mit der Axe des Zweiges in die Länge gestreckt waren. An alten Stämmen endlich, wenn sich an der Rinde Periderm oder Borke bildet, nimmt entweder das Aufreissen der Rinde in den Lenticellen seinen Anfang und sie werden auf der nun rissigen Rinde unkenntlich (*Betula alba*, *Populus alba*, *Pyrus Malus*), oder es fallen, wenn die äusseren Theile der Rinde unter der Form von glatten Schuppen abgeworfen werden, die Lenticellen mit diesen Schuppen ab und verschwinden (*Platanus*). Durchschneidet man die Rinde eines Baumes so, dass eine Lenticelle in ihrer Mitte getheilt wird, so sieht man schon mit freiem Auge, dass sie im äussersten Theile der Rinde liegt und dass sie mit dem Baste und Holze der Pflanze in durchaus keiner Verbindung steht.

Unger[2]) zeigte zuerst, dass die Lenticellen sich nur an solchen Stellen bilden, wo früher die Oberhaut eine Spaltöffnung zeigte; Trécul[3]), dass zwar in der Regel (*Populus nigra* und *alba*, *Platanus occidentalis*, *Acer campestre*, *Fraxinus Ornus*, *Aesculus Hippocastanum* etc.) eine einzige Spaltöffnung die Mitte der späteren Lenticelle einnimmt, dass ihrer aber oft auch mehrere auf derselben vorkommen, und zwar 1—4[4]) (*Populus fastigiata*), 1—5 (*Juglans regia*), 1—9 (*Populus virginiana*), 2—8 (*Populus ontariensis*), 5—16 (*Populus canadensis*), 5—30 (*Hedera regnoriana*) etc.[5]).

[1]) Nicht immer wird die Oberhaut über der Lenticelle sehr frühe zerstört (*Fraxinus pubescens*, *Sambucus nigra*), sondern bleibt oft sammt ihrer Spaltöffnung noch im zweiten Jahre erhalten (*Ilex Aquifolium* etc.).

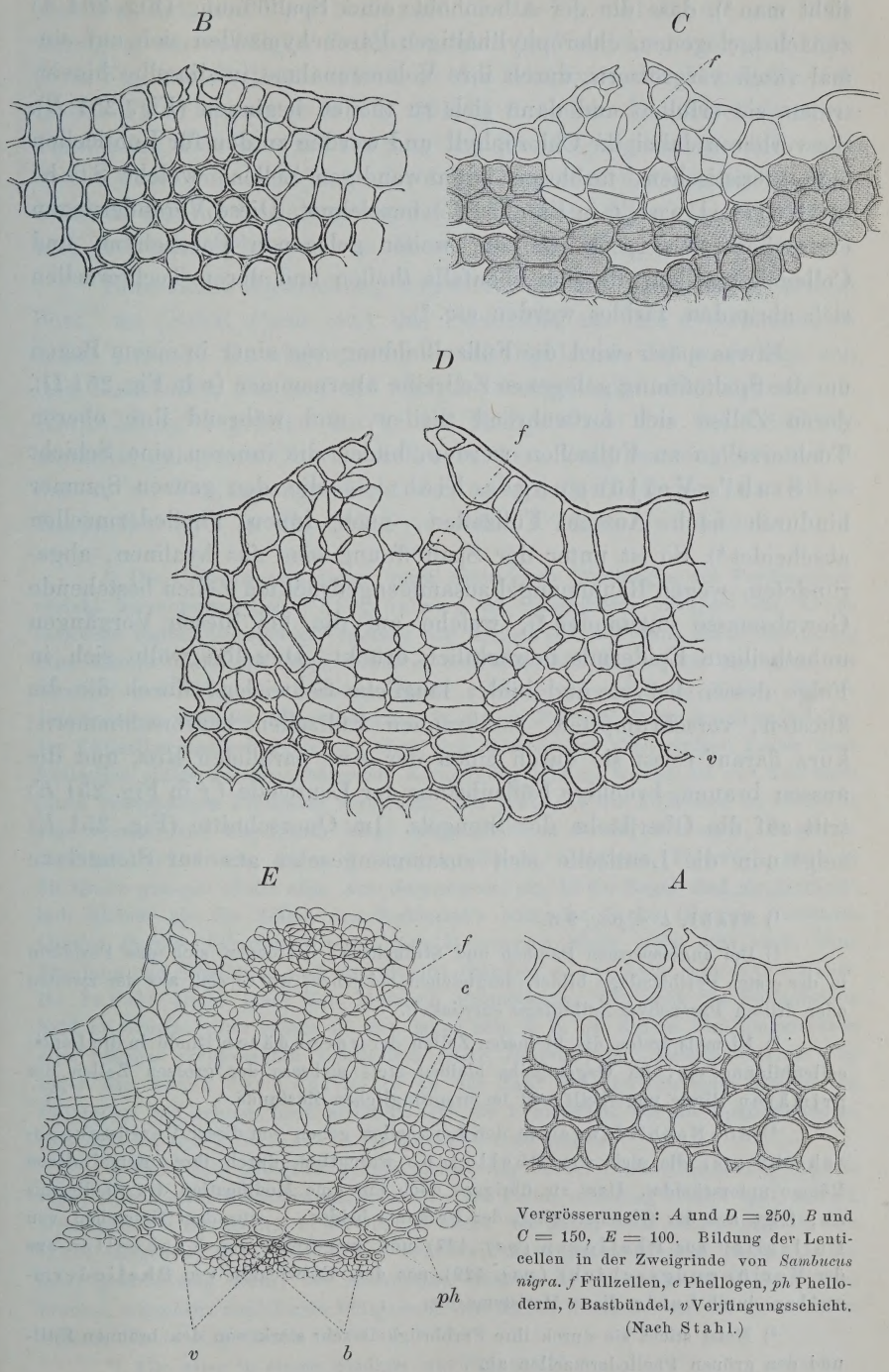
[2]) „Flora." 1836. II. *pag.* 577.

[3]) „*Ann. des sc. nat.*" 5. *Sér.* XIV. *pag.* 233 ff.

[4]) Je nach der Grösse der Lenticelle.

[5]) Oft sind diese Spaltöffnungen beträchtlich grösser, als die an den übrigen Oberhautstellen, oft gibt (*Prunus Cerasus*) jede Spaltöffnung zur Lenticellenbildung Veranlassung, in der Regel aber entstehen bei Pflanzen mit spaltöffnungsreicher Epidermis nur unter dem geringsten Theile derselben Lenticellen (*Viburnum Opulus*, *Rosa canina*, *Evonymus europaeus*, *Cornus sanguinea*), auch können mehrere derselben später zu einer einzigen zusammenfliessen etc. Wo mehrere Spaltöffnungen über einer Lenticelle vorkommen, da sind sie meist gruppenweise am Stengel vertheilt, oder unter jeder Spaltöffnungsgruppe entwickelt sich später eine Lenticelle. — Es erinnert das an die verkehrt-kegelförmigen, in's Mesophyll eingesenkten Wassergewebe-Partien, die ich bei *Crassula arborea*, *lactea* etc. unter jeder Spaltöffnungsgruppe finde und die an ihrer eingesenkten Spitze bouquethalterartig von den Fibrovasalstrang-Endigungen umfasst werden.

Fig. 251.



Vergrösserungen: *A* und *D* = 250, *B* und *C* = 150, *E* = 100. Bildung der Lenticellen in der Zweigrinde von *Sambucus nigra*. *f* Füllzellen, *c* Phellogen, *ph* Phelloderm, *b* Bastbündel, *v* Verjüngungsschicht. (Nach Stahl.)

Verfolgt man die Entwicklung einer Lenticelle[1]), so sieht man[2]), dass die der Athemhöhle einer Spaltöffnung (Fig. 251 *A*) zunächstgelegenen, chlorophyllhaltigen Parenchymzellen sich auf einmal rasch vergrössern, durch ihre Volumzunahme in dieselbe hineintreten, sie erfüllen und dann sich zu theilen beginnen (Fig. 251 *B*). Sie verlieren dabei ihr Chlorophyll und werden zu den für Lenticellen charakteristischen, farblosen, dünnwandigen Zellen, welche Stahl als Füllzellen (*f* in Fig. 251 *C*) bezeichnet. Diese Veränderungen erstrecken sich rasch auf die weiter gelegenen Parenchym- und Collenchymzellen, die sich ebenfalls theilen und deren Tochterzellen sich abrunden, farblos werden etc.[3]).

Etwas später wird die Füllzellbildung von einer in einem Bogen um die Spaltöffnung gelegenen Zellreihe übernommen (*v* in Fig. 251 *D*), deren Zellen sich fortwährend theilen, und während ihre oberen Tochterzellen zu Füllzellen werden, bilden die inneren eine Schicht — Stahl's Verjüngungsschicht — die den ganzen Sommer hindurch nach Aussen Füllzellen, nach Innen Phellodermzellen abscheidet[4]). So ist unter der Spaltöffnung eine aus hyalinen, abgerundeten, wegen Raummangel zusammengedrückten Zellen bestehende Gewebsmasse entstanden[5]), welche auf die bei diesen Vorgängen unbetheiligte Epidermis beträchtlich drückt. Dieselbe wölbt sich in Folge dessen hervor und bildet längliche Schwielen, durch die die ältesten, verschrumpften, rothbraunen Füllzellen hervorschimmern; kurz darauf reisst sie durch einen der Axe parallelen Riss, und die aussen braune, brüchige Füllsubstanz der Lenticelle (*f* in Fig. 251 *E*) tritt auf die Oberfläche des Stengels. Im Querschnitte (Fig. 251 *E*) zeigt nun die Lenticelle sich zusammengesetzt aus zur Stengelaxe

---

[1]) Stahl, *l. c. pag.* 9 ff.

[2]) Bei angiospermen Bäumen und Sträuchern, bei denen sich das Periderm in der ersten Periblemlage bildet, desgleichen bei jenen, wo es sich aus der zweiten oder dritten Parenchym-Zellenlage entwickelt.

[3]) Niemals treten die kleineren Zellen der secundären Rinde in die Lenticellenbildung ein, im Gegentheile bleiben stets mehrere der grossen Zellen der primären Rinde ungetheilt und im ursprünglichen Zustande.

[4]) Alle Neubildungen in den Lenticellen gehen von dieser Verjüngungsschicht aus, die sich vom Phellogene wesentlich durch ihre intercellularen Räume unterscheidet. Dass sie übrigens doch nur eine Modification des Phellogens sei, folgt aus der Gleichartigkeit der Producte beider — aus dem Entstehen von Füllzellen aus Phellogen (*pag.* 427) und umgekehrt von Korkzellen aus der Verjüngungsschicht (*pag.* 429), aus dem Entwickeln von Phellodermzellen durch beide diese Meristeme etc.

[5]) Meist sticht sie durch ihre Farblosigkeit sehr stark von den braunen Füll- und den grünen Phellodermzellen ab.

senkrecht gestellten Füllzellreihen (*f* in Fig. 251 *E*)[1]), zwischen welchen und dem Phelloderma (*ph* in Fig. 251 *E*) die aus tafelförmigen, zartwandigen Zellen bestehende Verjüngungsschicht (*v* in Fig. 251 *E*) liegt, welche an der Peripherie der Lenticelle sich in das Phellogen (*c* in Fig. 251 *E*) fortsetzt. Die durch letzteres veranlasste Peridermbildung am Stengel beginnt nämlich meist erst nach dem Aufreissen der Oberhaut über der Lenticelle, und zwar in den ihr zunächstgelegenen Collenchymzellen (*c* in Fig. 251 *E*) und erstreckt sich erst von da aus auf die übrigen Stengeltheile[2]).

Eine kleine Abweichung von dieser Art der Entwicklung erfolgt dort, wo (*Salix*, *Pyrus* etc.) das Periderma aus den Oberhautzellen selbst entsteht. Da tragen, wenn in der Epidermis die auch hier von den Lenticellen aus auf die übrigen Stengeltheile sich verbreitende Korkbildung begonnen hat[3]), die Theilproducte der der Lenticelle zunächst gelegenen Oberhautzellen zu ihrer Vergrösserung bei, indem das an die Verjüngungsschicht sich anlegende Phellogen statt echter Korkzellen (wie in Fig. 251 *E*) daselbst Füllzellen bildet.

---

[1]) Die Consistenz dieser durch centrifugale Theilungen der Verjüngungsschicht hervorgegangenen Füllsubstanz ist verschieden; entweder die Zellen derselben bleiben in engerem Verbande und trennen sich nur etwas durch Abrundung ihrer Kanten (*Sambucus nigra, Lonicera, Salisburia*) oder sie trennen sich ganz von einander und bilden eine pulverige Masse (*Cerasus avium, Pyrus Malus, Robinia Pseud-Acacia, Aesculus Hippocastanum*). In diesem Falle wird das Auseinanderfallen der Füllzellen dadurch gehindert, dass sich abwechselnd nach einigen Lagen loser Füllzellen einige zusammenhängende Korkstreifen bilden, welche die vor und nach ihnen entstandenen Füllzellen verbinden. Die Gestalt der Füllzellen ist ebenfalls sehr verschieden: kugelrund (junge Lenticellen von *Betula, Crataegus, Fraxinus, Aesculus*), cylindrisch, gestreckt (*Sophora, Robinia, Salisburia, Tamarix*), stark in die Quere gezogen (*Salix alba, Acer dasycarpum*) etc. In der Regel sind sie beträchtlich kleiner als die Zellen des Periderma's oder der Borke (*Quercus fastigiata, Catalpa Burgei, Viburnum*-Arten). Ihre Membran bleibt meist sehr zart, ohne Streifung und Schichtung und verhält sich chemisch wie verkorkt oder cuticularisirt. Ihr Inhalt bleibt lange Zeit hindurch Protoplasma. Oft geht die Füllsubstanz bald zu Grunde, öfter erhält sie sich lange Zeit, z. B. bei den in den Längsfurchen alter Stämme eingesenkten Lenticellen (*Acer, Robinia*); bei *Salisburia* kann man sogar das Alter der Lenticelle an der Zahl der abwechselnden Lagen von Füllzellen und echtem Kork abzählen. Ob die Lenticellen, wie die Spaltöffnungen, sich öffnen und schliessen, ist dermalen noch fraglich.

[2]) Nur selten erfolgt sie nahezu gleichzeitig mit der Lenticellenbildung (*Juglans regia, Morus alba, Ulmus campestris*). Wo die Peridermbildung relativ spät eintritt, erscheinen die Lenticellen in der Jugend öfters von einem mehr oder weniger breiten Hofe umgeben, der grün (*Tilia corallina, Alnus glutinosa*) oder roth (*Cornus laba*) gefärbt sein kann; bei *Macropiper excelsum* erscheint (nach Trécul) das braune, marmorirt aussehende Füllgewebe der jungen Lenticelle von einem schmalen weissen Bande eingefasst u. s. w.

[3]) Also etwa in einem Stadium wie Fig. 251 *E*.

An Bäumen endlich, wo in Folge von Borkenentwicklung die Rindentheile früher oder später abgeworfen werden, ohne dass unter deren Spaltöffnungen sich Lenticellen gebildet hätten, zeigen sich doch später ihnen völlig ähnliche Bildungen an den Stämmen, die aber nicht einer Verjüngungsschicht, sondern lediglich dem Phellogene ihren Ursprung verdanken und die ihr Entdecker (Stahl) als secundäre Lenticellen unterscheidet [1]). Es bildet da nämlich das Phellogen an bestimmten Stellen der Rindenperipherie nicht, wie an den übrigen, Kork- und Phellodermzellen, sondern den Füllzellen der Lenticellen im Wesentlichen identische Zellen, also Füllzellen und Phellodermzellen. Es entsteht an diesen Stellen eine Gewebemasse, die in ihren Structur-Eigenthümlichkeiten ganz mit den unter Spaltöffnungen entstandenen — primären — Lenticellen übereinstimmt und über welcher früher oder später gleichfalls die Rinde aufreisst [2]).

Bei *Pyrus Malus* entstehen diese secundären Lenticellen, nachdem die primären durch das Abwerfen der Borkenschuppen verloren gegangen. Das Abspringen der letzteren beginnt bekanntlich an der Peripherie und erstreckt sich von hier aus ziemlich regelmässig gegen die Mitte derselben. In dem Maasse als dadurch die Rinde blossgelegt wird, entwickeln sich an ihr die secundären Lenticellen, so dass man von der Mitte der Schuppe aus nach deren Peripherie die successiven Entwicklungsstufen in übersichtlicher Reihenfolge nebeneinander hat. Die durch Borkenabsonderung blossgelegte Rindenoberfläche zeigt mehrere Lagen tangental stark verdickter Korkzellen (Fig. 252 *k*), die vom Phellogene (Fig. 252 *v*) immer vermehrt werden, während es zu gleicher Zeit Phellodermschichten (Fig. 252 *ph*) bildet. An einzelnen Stellen, welche rundliche oder längliche, schwielenförmige Erhebungen darstellen, ist die Phellodermbildung besonders

---

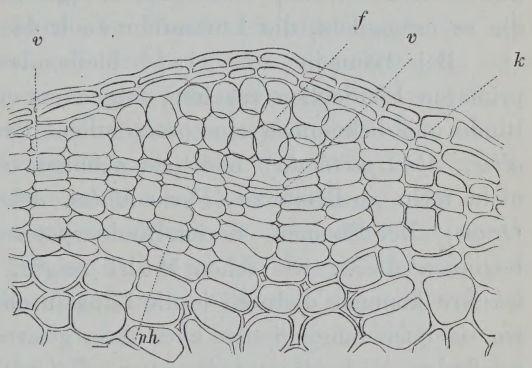
[1]) Bei *Salisburia adiantifolia*, *Lonicera*-Arten, *Spiraea*, vielen *Labiaten* und den meisten *Coniferen* erfolgen die Theilungen des Phellogens (in Füll- und Phellodermzellen) gerade unter diesen secundären Lenticellen am energischesten, und es bildet daher das Phellogen unter ihnen einen nach Aussen convexen Bogen. Die Füllzellen derselben zeigen grosse Intercellularräume, die nach dem Reissen der Rinde das Phelloderm mit der Atmosphäre in Verbindung setzen, und bilden (*Salisburia*) Schichten farbloser, runder und gelbwandiger prismatischer Zellen, während das Phelloderma da oft 30—40 Lagen genau radial gestellter Zellen ausmacht.

[2]) *Abies pectinata* zeigt die Eigenthümlichkeit, dass, obgleich bei ihr die Korkbildung in der unmittelbar unter der Epidermis gelegenen Parenchymschicht erfolgt, sich doch die Lenticellen nicht nach dem für Angiospermen in diesem Falle allgemein giltigen Gesetze unter den Spaltöffnungen bilden (*pag.* 426), sondern — wie die secundären Lenticellen — durch Differentiirung des Phellogens entstehen.

üppig, und dort sondert auch das Phellogen nach Aussen statt Korkzellen eine Anzahl von Füllzellen (Fig. 252 *f*) ab, welche später das Aufreissen des Periderms verursachen. Bemerkt mag werden, dass diese secundären Lenticellen oft eine ausserordentliche Grösse erreichen.

Meist entstehen die Lenticellen, wie bereits (*pag.* 427) erwähnt, kurz vor Eintritt der Peridermbildung, die dann von ihnen aus sich weiter erstreckt; erfolgt sie frühe, so erscheinen die Lenticellen zeitig, wenn hingegen die Epidermis längere Zeit intact bleibt, spät (*Rosa canina*, *Evonymus europaeus*, *Cornus alba*, *Coniferen*), nur selten auch da schon frühe (*Sophora japonica*, *Acer Negundo*, *Acer striatum*). Auch dort, wo ihre Bildung nicht unter den Spaltöffnungen vor sich geht, also bei den secundären Lenticellen, erfolgt sie fast gleichzeitig mit der Peridermbildung (*Lonicera*, *Berberis*, *Ribes*, *Colutea*, *Thuja*), selten längere Zeit nachher (*Abies pectinata*, *Larix europaea*).

Fig. 252.



Vergrösserung 240. Eine secundäre Lenticelle an der Oberfläche der durch Borkenabsonderung blossgelegten Rinde von *Pyrus Malus*. *k* Korkzellen, *f* Füllzellen, *v* Verjüngungsschicht, *ph* Phellodermzellen. (Nach Stahl.)

Oft nimmt die bereits gebildete Lenticelle noch nachträglich an Grösse zu dadurch, dass das Phellogen in ihrer Umgebung statt Korkzellen Füllzellen erzeugt, oder sie verkleinert sich dadurch, dass von der Verjüngungsschicht, von der Peripherie nach der Mitte hin, statt Füllzellen echte Korkzellen gebildet werden. Daher die so verschiedene Gestalt der Lenticellen an älteren Stammtheilen, daher die mit dem Dickenwachsthume des Stammes fast gleichen Schritt haltenden, niedrigen, breiten, einen grossen Bruchtheil des Stengelumfanges messenden Lenticellen von *Betula alba*, *Cerasus avium*, *Tamarix indica* etc., daher die nur wenig an Grösse zunehmenden Lenticellen von *Fraxinus excelsior* und *Ornus*, von *Ailanthus glandulosa* etc., daher die grossen wulstigen Lippen derselben bei *Prunus virginica* und *spinosa* u. s. w.

Im Spätjahre bilden (nach Stahl) alle Lenticellen statt Füllzellen einige Korkschichten, welche dieselben

verschliessen[1]), und da im folgenden Frühjahre nicht immer die ganze Verjüngungsschicht die Füllzellbildung wieder aufnimmt, kann die Grösse der Lenticellen verringert, ja sie selbst in mehrere kleinere zerlegt werden (*Pyrus Malus*, *Rhamnus Frangula*, *Tsuga canadensis*, *Broussonetia papyrifera* etc.). Ausnahmslos werden aber die Lenticellen im Frühjahre zu neuer Thätigkeit erweckt; die Füllzellbildung in ihnen beginnt fast zur selben Zeit wie die Holzbildung im Cambium und sprengt die verschliessenden Korkschichten, die Lenticellen erscheinen den Sommer über geöffnet.

An alten Stämmen erscheinen die Lenticellen nicht wesentlich verändert (*Cerasus*, *Fagus*, *Abies*), nur bei *Betula* setzen sich die abwechselnd dünn- und dickwandigen Peridermstreifen (Fig. 245 *B*) über die älteren Lenticellen fort, doch zeigen sie da (entgegen Mohl) abweichende Gestalt und Structur (grosse Intercellularräume etc.), die es ermöglicht, die Luftzufuhr auch da zu gestatten.

Bei Bäumen mit glatt bleibendem Periderm bleiben die primären Lenticellen erhalten, folgen entweder der Ausdehnung der Rinde und bekommen eine beträchtliche Breite (*Cerasus avium*, *Betula alba*, *Abies pectinata*), oder sie nehmen von einer gewissen Zeit an nicht mehr an Breite zu (*Pyrus Malus*, *Ailanthus glandulosa*, *Fraxinus Ornus*). Bei Bäumen, deren Rinde später Längsrisse erhält, da beginnen diese, wie schon Mohl zeigte, in den Lenticellen, und letztere kommen dadurch in die Längsfurchen des Stammes zu liegen, wo sie noch lange thätig, aber ihrer gestreckten Lage wegen schwer zu finden sind (*Prunus domestica*, *Robinia Pseud-Acacia*, *Salisburia adiantifolia*). Bei Bäumen mit Schuppenborke endlich werden die primären Lenticellen abgeworfen und es entstehen an ihrer statt die secundären Lenticellen[2]).

Die physiologische Bedeutung der Lenticellen dürfte wohl eine den Spaltöffnungen analoge sein. Das zeigt ein bereits von Duhamel angestellter, in Vergessenheit gerathener, und von

[1]) Zahl und Structur der Verschlussschichten, die nicht mit den früher (*pag.* 427) erwähnten Zwischenstreifen zu verwechseln sind, sind sehr verschieden; meist sind ihre Zellen kleiner und anders contourirt wie die Peridermzellen, die Zahl ihrer Schichten ist entweder gering, aber durch tangental verdickte Zellen gebildet (*Salix vitellina*, *Cornus sanguinea*, *Salisburia adiantifolia*), oder grösser, aber dann durch dünnwandige Korkzellen formirt (*Tilia parvifolia*, *Tamarix indica*, *Cerasus avium*, *Broussonetia papyrifera*).

[2]) An allen Bäumen, welche Lenticellen am Stamme zeigen, fand sie Stahl auch an den Wurzeln, sie scheinen mit den secundären Lenticellen in Bau und Entwicklung ganz übereinzustimmen. Auch an der Kartoffelknolle kommen sie vor und geben da unter Umständen Veranlassung zur sogenannten Pockenkrankheit derselben.

Stahl[1]) neuerdings mitgetheilter Versuch. Befestigt man nämlich einen mit Lenticellen versehenen Zweig luftdicht an den kürzeren Schenkel eines U-förmigen Glasrohres, taucht den Zweig bis zur oberen Schnittfläche unter Wasser und giesst in den längeren Schenkel Quecksilber (vgl. *pag.* 304), so entweicht reichlich Luft, und zwar nicht aus zufälligen Rindenrissen oder Gefässöffnungen (an der Stelle, wo sich Blätter abgelöst haben), sondern durch die Lenticellen. Sie sind, wie Du Petit Thouars, Meyen und Schleiden schon behaupteten, die Respirations-Organe der mit Periderm bekleideten Pflanzentheile, Durchbrechungen des Periderms und nicht besonders stark entwickelte Theile desselben[2]). Wiederholt man das Experiment im Winter, wo die Lenticellen geschlossen sind, so gehört ein weit grösserer Quecksilberdruck dazu, Luft durch sie zu jagen[3]). Nach Haberlandt's Versuchen[4]) dürften übrigens die Functionen der Lenticellen an grünen, peridermlosen und an peridermbesitzenden Zweigen sehr verschieden sein. Dort, wo an ersteren früher eine Spaltöffnung, deren Athemhöhle etc. die Communication der Atmosphäre mit dem Innengewebe vermittelten, wird diese später durch die Füllzellen und die Verjüngungsschicht ganz abgeschlossen, und die Transpiration (Wasserabgabe) muss demnach an der grünen, lenticellenfreien Oberfläche des Zweiges viel leichter als durch die Lenticellen vor sich gehen, und letztere werden daher an peridermlosen Zweigen zur Verminderung der Transpiration, zur Abschliessung gewisser Partien des Grundgewebes von der atmosphärischen Luft dienen[5]).

[1]) *l. c. pag.* 29.

[2]) Aber nicht lediglich Durchbrechungen des Periderms, weil sie an jungen Zweigen in der Regel bereits lange vor Auftreten desselben erscheinen und weil sie an Blattstielen sich finden, denen ein Periderma stets fehlt.

[3]) Geringerer Druck genügt bei *Lonicera tartarica, Sambucus nigra* und *Salisburia adiantifolia*, wo die Verschlussschicht nur aus wenigen Korkzellen besteht, während *Tilia parvifolia* und *Crataegus coccinea* erst bei 50—60 M. Druck einige spärliche Luftblasen zeigen, weil dort die Verschlussschicht entweder aus sehr zahlreichen, dünnwandigen (*Tilia*), oder aus wenigen, aber dickwandigen Korklagen besteht (*Crataegus*). Durchsticht man die Verschlussschicht, so tritt sofort reichlich Luft aus, während stets nur wenig Luft entweicht, wenn man das Periderm an einem beliebigen anderen Orte durchbohrt. Das beweist, dass die Intercellularräume unter den Lenticellen ihre grösste Entwicklung erreichen, was übrigens auch schon aus ihrer Bildung unterhalb der Spaltöffnungen hervorgeht, dass also die Lenticellen die Vereinigungspunkte der intercellularen Räume des Rindenparenchyms darstellen.

[4]) *l. c. pag.* 13 ff.

[5]) Daher ihr Fehlen dort, wo durch Trichome, Wachsüberzüge etc. ohnehin die Transpiration herabgesetzt wird (*Cytisus Laburnum, Nerium Oleander, Tilia*

Ganz anders stellt sich die Sache an peridermbesitzenden Zweigen [1]), deren Oberfläche in Folge dessen für die Transpiration sich höchst ungünstig gestaltet. Um hier den Einfluss der Lenticellen auf die Grösse der Wasserabgabe zu bestimmen, nahm Haberlandt zwei gleich alte und gleich grosse Zweigstücke eines und desselben Baumes, wog sie sofort nach ihrer Entlaubung ab und verschloss ihre Schnittflächen mit Siegellack. Durch abermaliges Wägen bestimmte er das Gewicht des letzteren und liess nun die Zweige 24 Stunden lang transpiriren. Nach dieser Zeit wurde für jeden von ihnen die Transpirationsgrösse ermittelt, ausgedrückt in Percenten des ursprünglichen Gewichtes. Sodann wurden an dem einen Zweige die Lenticellen mit Asphaltlack verklebt, an dem anderen aber offen gelassen, nur zwischen den Lenticellen trug er hier ebenso viele und gleich grosse Asphalttüpfelchen auf, als dort über den Lenticellen, damit jedem Zweige ein gleich grosser Theil der transpirirenden Oberfläche entzogen wurde.

Die Versuche ergaben:

Zeitangabe	*Sambucus nigra*	*Triaenodendron caspicum*	*Morus alba*
	Menge des durch die Verklebung der Lenticellen zurückgehaltenen Wassers, ausgedrückt in Percenten der gesammten Wasserabgabe		
Nach 5 Tagen	27·7	33·1	14·5
„ 10 „	19·1	30·7	15·7
„ 15 „	15·4	25·8	9·9

Erwägt man, wie klein die Oberfläche der Lenticellen ist, so erscheinen die angeführten Percentzahlen überraschend hoch. Die Lenticellen peridermbesitzender Zweige bewerkstelligen also eine Communication zwischen den Intercellularräumen des Rindenparenchyms und der atmosphärischen Luft. Namentlich ist der begünstigende Einfluss, welchen sie dadurch auf die Transpiration der Zweige ausüben, sehr bedeutend [2]).

---

heterophylla), daher die von Haberlandt beobachtete Bildung einer bogenförmigen Phellogenschicht unter jeder durch einen Nadelstich erzeugten Wunde in den Blattstielen von *Aesculus* u. s. w.

[1]) Die Lenticellen öffnen sich im Frühjahre an diesen meist erst nach vollendeter Belaubung der Pflanzen und nur in seltenen Fällen vor der Blüthezeit des betreffenden Baumes.

[2]) Sie nehmen natürlich wegen des stark sich verringernden Wassergehaltes der Zweige allmälig immer mehr ab.

Vgl. auch: Eder, C. „Oesterr. botan. Zeit." 1876. *pag.* 239.

Die Erklärung dieser entgegengesetzten Functionen findet Haberlandt in Folgendem: An grünen, peridermlosen Zweigen ist die Transpiration sehr gross, vielleicht zu gross, und wird deshalb durch die Lenticellenbildung beschränkt; noch mehr herabgesetzt wird sie aber durch die Peridermbildung; auch diese Herabsetzung geht zu weit und wieder sind es die Lenticellen, welche das Extrem mildern, sie sind daher nach ihm die Regulatoren der Transpiration, welche an grünen, peridermlosen Zweigen die Wasserverdunstung local vermindern, an peridermbesitzenden dieselbe local erhöhen.

Das Vorkommen der Lenticellen an Periderm und Borke bildenden Stämmen und Aesten dicotyler Pflanzen[1]) ist ein ganz allgemeines, und nur wenigen dieser Gewächse (*Vitis-*, *Clematis-*, *Lonicera-*, *Rubus*-Arten) fehlen sie gänzlich; nach Haberlandt kommen sie aber ebenso allgemein auch an peridermlosen Blattstielen[2]) vor (*Tilia, Acer, Aesculus*, *Juglans*, *Fraxinus* etc.). Oft sind sie nur spärlich (*Ulmus campestris*, *Ficus Carica*), bei *Salix lanceolata*, *viminalis* etc.[3]) gar nur Eine auf jeder Seite der Blattstielinsertion vorhanden; oft sind sie gleichmässig über die Zweige zerstreut (*Cotoneaster affinis*), nicht selten zeigt auch ihre Vertheilung eine gewisse Regelmässigkeit. So stehen sie (Trécul) bei *Ficus Carica* und (Haberlandt) bei *Acer Pseudoplatanus* immer zu 8—12 in einer zur Insertionsgrenze des Blattstieles parallelen Reihe, bei *Sambucus nigra* (Trécul) zwischen den Längsriefen der Zweige, bei *Lonicera tartarica* (Stahl) in Längsreihen, bei *Abies pectinata* (Stahl) spiralig angeordnet[4]), bei *Triaenodendron caspicum* (Haberlandt) in 3—6^{cm} langen Längsreihen, an Ueberwallungen bei derselben Pflanze in concentrischen Kreisen u. s. w.

---

[1]) Den *Monocotylen* sprechen sie Mohl u. A. ab; Costerus („*Dissertat.*" Utrecht 1875) hat sie indess ausser an den Stengeln krautartiger *Dicotylen* (*Habrothamnus scaber*, *Hibiscus phoeniceus*), auch an Farrnstämmen, sowie an den Luftwurzeln einiger *Monocotyledonen* (*Tornelia*, *Philodendron*-Arten etc.) aufgefunden.

[2]) Die Lenticellen der Blattstiele unterscheiden sich nach ihm von denen der Zweige dadurch, dass sie beträchtlich kleiner und weniger in die Länge gestreckt sind, als diese, ferner durch die auffallend lange Verzögerung ihrer völligen Ausbildung (bei *Aesculus* bräunen sie sich erst Ende Juni), sowie durch die geringe Entwicklung ihres Füllgewebes, das nie so mächtig wird, dass es durch seinen Druck die Epidermis sprengt. Ihre Verjüngungsschicht ist oft so stark gekrümmt, dass sie in sich selbst zurückzulaufen scheint.

[3]) Trécul, *l. c. pag.* 236.

[4]) Wegen ihrer Bildung unterhalb der Blätter.

Interessant ist die Beobachtung Haberlandt's, dass sie an horizontal stehenden Zweigen an der Zweigunterseite um Vieles reichlicher vorkommen als an der Oberseite [1]), so zwar, dass, wenn man die jeweilige Anzahl derselben an der Oberseite als Maasseinheit annimmt, man für die Unterseite folgende Werthe erhält:

Name des Baumes	Verhältniss zwischen der Menge der Lenticellen an Ober- und Unterseite des		
	1jährigen Zweiges	3—5jährigen Zweiges	10—15jährigen Astes
Triaenodendron caspicum [2]) ..	2·8	5·3	5·6 [3])
Gleditschia triacanthos	2·9	2·2	1·9
„ *Fontanesii*	1·4	1·7	2·0
Tilia intermedia	1·7	1·5	1·4
Ulmus campestris	1·3	1·2	1·0

Es ist diese ungleiche Vertheilung eine specifische Eigenthümlichkeit der Lenticellen, denn an denselben Aesten zeigten sich die Spaltöffnungen oben und unten ganz gleich vertheilt; die Lenticellen der Zweigunterseiten verhalten sich demnach analog dem Vorwiegen der Spaltöffnungen an den Blattunterseiten.

Nicht zu verwechseln mit den Lenticellen sind andere, an der Rindenoberfläche oft vorkommende, ihnen äusserlich ähnliche Gebilde, z. B. Korkwarzen, Korkleisten, Korkflügel etc. (*Ulmus suberosa*, *Liquidambar styraciflua*, *Evonymus verrucosa*, *Dracontium pertusum*), die sämmtlich nichts weiter als mehr oder weniger starke Korkwucherungen des Rindenparenchyms sind, welche unter Umständen gleichfalls die Epidermis in die Höhe heben [4]).

---

[1]) An den Stämmen, sowie an verticalen oder nur wenig geneigten Aesten ist die Vertheilung ringsum eine ziemlich gleichmässige. Auch an den horizontal gestellten wird übrigens die beobachtete Ungleichheit in der Vertheilung allmälig ausgeglichen, bei *Ulmus campestris* z. B. schon im 3. bis 5. Jahre.

[2]) Da ist manches Internodium an der Oberseite ganz glatt, während an der Unterseite 10—15 grosse Lenticellen stehen.

[3]) Diese eigenthümliche Steigerung des Verhältnisses mit dem Alter des Astes kommt daher, dass die wenigen an der Oberfläche des Zweiges befindlichen Lenticellen schon im zweiten Jahre durch Peridermbildung abgeworfen werden, ohne dass es zu einer Neubildung derselben käme. An noch älteren Aesten gleicht sich die Sache aber auch hier aus.

[4]) Meyer, E. „*Linnaea*", VII. *pag.* 447.

X. Capitel.

Die Fibrovasalstränge oder Gefässbündel.

§. 47. Allgemeines.

Von den Moosen aufwärts erscheinen, wie schon erwähnt (*pag.* 310), die fertigen Pflanzenorgane durchsetzt von strangförmigen, im Allgemeinen der Längsaxe derselben parallelen Gewebepartien, die sich meist scharf und deutlich von dem übrigen Gewebe abheben (Stengel krautartiger Gewächse), in der Regel vorwiegend aus prosenchymatischen Zellelementen und Zellfusionen bestehen und in Folge der stärkeren Verdickung, wohl auch Verholzung ihrer Membranen, gleichsam das innere Gerüste der Pflanze darstellen. Diese Gewebestränge, welche in jugendlichen Pflanzentheilen stets isolirt von einander, also getrennt durch andere Gewebe (Füllgewebe, Grundgewebe) auftreten, es mit Ausnahme der Stengelkanten wohl auch zeitlebens bleiben (*Kryptogamen*, *Monocotylen*), oder später zu geschlossenen Gewebemassen sich verbinden, hat man Fibrovasalstränge oder Gefässbündel, auch wohl Leitbündel genannt, weil sie es hauptsächlich sind, welche die Fortleitung der Pflanzensäfte besorgen.

Nur selten (besonders bei Wasserpflanzen: *Ceratophyllum*, *Myriophyllum* etc.) ist das Gewebe der Fibrovasalstränge noch weniger resistent als das Grundgewebe; in der Regel zeichnet es sich durch einen hohen Grad von Festigkeit aus [1]), und es lassen sich in Folge dessen durch Maceration, Vertrocknen, Herauspräpariren etc. die einzelnen Gefässbündel oder ihre Gesammtheit häufig völlig isoliren (Palmen, *Cacteen*, *Dracaenen*, *Zea Mais* etc. [2]), und stellen dann ein mehr oder weniger zusammenhängendes Gerüste oder Netzwerk von Strängen dar, an dem man alle Details ihres Verlaufes genau studiren kann.

Wie alle Gewebesysteme, bestehen auch die Gefässbündelstränge anfangs aus völlig gleichwerthigen, ohne Intercellularräume mit einander verbundenen, meristematischen (cambialen) Zellen, die

---

[1]) Bei manchen Pflanzenorganen (Kartoffelknolle, Wurzel der Rübe, Möhre, des Rettichs u. s. w.) bleiben auch die sonst verholzenden Elemente der Fibrovasalstränge dauernd in weichem, saftreichem Zustande, und werden nur ausnahmsweise mehr oder weniger verdickt und verholzt. Man nennt sie dann bekanntlich stockig oder holzig.

[2]) Oft genügt einfaches Zerreissen oder Zerbrechen der Organe (Blattstiele von *Plantago*), um die Fibrovasalstränge als derbe Fäden aus dem weichen Parenchyme heraushängen zu lassen.

man in ihrer Gesammtheit als Procambium bezeichnet. Jeder Fibrovasalstrang tritt demnach anfangs als Procambiumstrang in Erscheinung und seine Zellen differentiiren sich erst nach und nach in die Elemente des fertigen Gefässbündels, und zwar desto vollkommener, je höher organisirt die Pflanze ist.

Dabei können schliesslich zwei von einander grundverschiedene Typen sich heranbilden. Es gehen nämlich entweder die sämmtlichen Zellen des Procambiumstranges früher oder später (stets aber bereits in der ersten Vegetationsperiode) in Dauergewebe über, kein Theil derselben erhält sich meristematisch, fortbildungsfähig [1]), oder aber es bleibt ein — in der Regel die mittlere Partie des Procambiumstranges einnehmender — Theil desselben dauernd entwicklungsfähig, producirt immer neue Zellen und wird als Cambium bezeichnet [2]). Erstere Gefässbündel hat man geschlossene oder cambiumlose, letztere offene oder cambiumhaltige genannt [3]).

Das Dauergewebe, aus welchem schliesslich der ganze oder nur ein Theil des fertigen Fibrovasalstranges besteht, lässt in seiner Zusammensetzung meist zwei von einander verschiedene Theile erkennen, deren jeder aus Gefässen, sowie aus dickwandigen, prosenchymatischen und aus dünnwandigen, parenchymatischen Zellen sich zusammensetzt, und die man (nach Naegeli) als Phloëm- (Bast-) und Xylem- (Holz-) Theil des Gefässbündels bezeichnet. Ersterer liegt in der Regel der Peripherie des Pflanzenorganes zugewendet und besteht im entwickeltsten Zustande (*Mono-* und *Dicotyledonen*) aus Siebröhren, Bastfasern und Bastparenchym (Fig. 257 *g*, *f*) letzterer, meist nach der Axe des Pflanzentheiles gerichtet, aus Holzgefässen, Holzfasern und Holzparenchym (Fig. 257 *a* — *e*, Fig. 253 *A* etc.).

Je nach der Lage von Phloëm und Xylem gegen einander, kann man die Gefässbündel (nach Russow) [4]) in collaterale und in concentrische Stränge eintheilen. Bei ersteren, die entweder offen (*Gymnospermen*, *Dicotylen*; Fig. 259, Fig. 260), oder geschlossen

---

[1]) So die Fibrovasalstränge der *Kryptogamen*, *Monocotyledonen*, *Dicotyledonen*, der Blätter der meisten und der Stämme einiger *Dicotyledonen* (Fig. 254 und Fig. 257).

[2]) So die Gefässbündel der *Gymnospermen* und der grossen Mehrzahl der *Dicotylen* (Fig. 259 und Fig. 260).

[3]) Wie sich von selbst versteht, ist ein Dickenwachsthum des einzelnen Fibrovasalstranges nur bei den offenen Gefässbündeln möglich; dieselben liegen bei *Gymnospermen* und *Dicotylen* kreisförmig um eine neutrale Grundgewebsmasse (Mark, Fig. 260 *Mk*) geordnet, die durch breitere oder schmälere Bänder (primäre Markstrahlen, Fig. 260 *M*) mit der Rinde in Verbindung steht, und schliessen später zu einem mächtigen, geschlossenen Holzringe zusammen.

[4]) „Vergleichende Untersuchungen etc." St. Petersburg 1872.

sein können (*Equiseten* [Fig. 195 *B*], *Ophioglosseen*, *Monocotyledonen* [Fig. 257, Fig. 258]), liegen im Querschnitte Phloëm und Xylem nebeneinander, bei offenen Strängen durch das Cambium, das immer neue Bast- und Holzschichten erzeugt, getrennt; bei letzteren (Farne [Fig. 254 *B*], *Lycopodien*, *Rhizocarpeen*) ist das Xylem stets ringsum von Phloëm umgeben und der Fibrovasalstrang immer ein geschlossener.

Nicht immer gelangen die sämmtlichen Elemente des Phloëms und Xylems zur Entwicklung, auch wechselt im Verlaufe desselben Fibrovasalstranges dessen Zusammensetzung sehr häufig, doch gehören stets die prosenchymatischen, langgestreckten Zellen (Leitzellen) zu den wesentlichen, nie fehlenden Theilen desselben, während man Siebröhren, Holzgefässe, Bastzellen und Holzfasern oft vergeblich sucht.

Endet ein Gefässbündel im Grundgewebe, so verliert er nach und nach alle seine Elemente bis auf ein oder mehrere Spiralgefässe, deren Zellen aber ihre Querwände nicht mehr resorbiren, auch nicht Luft, sondern Saft führen, und in der Regel stumpf, oft sackförmig aufgeschwollen enden [1]).

§. 48. Die Elemente der Fibrovasalstränge.

Wie bereits erwähnt, besteht ein Fibrovasalstrang im entwickelten Zustande aus Phloëm und Xylem, zu welchen bei den offenen Strängen noch das Cambium hinzutritt. Am ausgebildetsten sind diese Elemente bei den offenen Gefässbündeln der *Gymnospermen* und *Dicotylen*, die wir deshalb zunächst unserer Betrachtung zu Grunde legen, und da ist es wieder vor Allem der Holzkörper oder das Xylem, das durch seine Massenhaftigkeit und die Gliederung seiner Elementarorgane besonders hervorsticht.

A. Die Elemente des Xylem- oder Holztheiles der Gefässbündel.

Nach Sanio [2]), dem wir die genauesten Untersuchungen hierüber verdanken, setzt sich der Holzkörper der *Gymnospermen* und

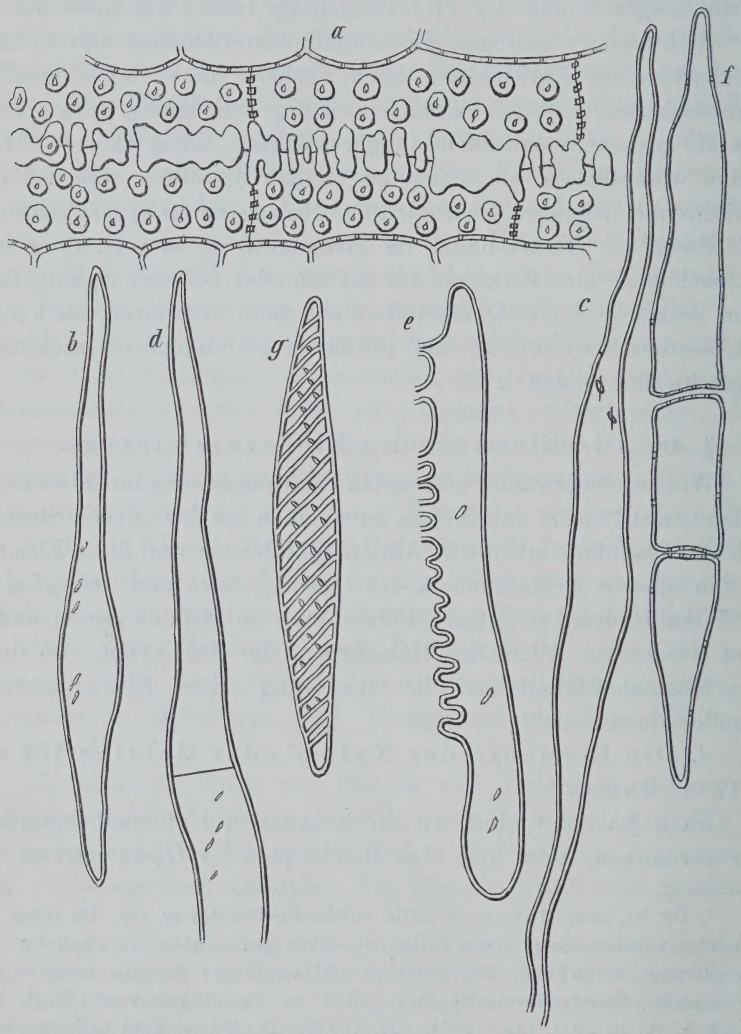
---

[1]) Oft ist, nach Hanstein („Die Milchsaftgefässe", *pag.* 16), das letzte oder die letzten Glieder ersetzt durch Zellen derselben Form, aber ohne spiralige oder treppenförmige Verdickung, also unfertige Gefässanfänge; dagegen kommen auch öfter einzelne Spiralgefässglieder ganz isolirt im Parenchyme vor. (Vergl. auch Frank A. B., in „Bot. Ztg." 1864, *pag.* 149 ff.). Die Form, Zahl und Anordnung dieser Gefässenden, die Winkel, unter denen sie sich trennen und vereinen, sind für die verschiedenen Pflanzenfamilien äusserst verschieden und oft sehr charakteristisch. Man beobachtet sie am besten, wenn man Blätter bis zur völligen Entfärbung in absolutem Alkohol lässt und dann 1—2 Tage in concentrirte Kalilauge legt; sie werden da durchsichtig wie Glas.

[2]) „Bot. Ztg." 1863, *pag.* 85 ff.; 1864, *pag.* 193 ff. (Vergl. auch Rossmann, J. „Ueber den Bau des Holzes." Frankfurt 1865.)

Dicotyledonen aus drei Hauptgruppen von Elementarorganen zusammen, die er als das parenchymatische, bastfaserähnliche und tracheale System bezeichnet, und deren jedes wieder zwei Arten von Zellen

Fig. 253 *A*.



Vergrösserung 300. *a* Copulirte Holzparenchymzellen einer *Avicennia* (Tangentenschnitt), *c* einfache, *d* getheilte Libriformfaser, *b* Ersatzfaser, *f* gewöhnliche Holzparenchymfaser von *Tectonia grandis* (macerirt), *g* Tracheïde von *Cytisus Laburnum*, *e* copulirte Ersatzfaser von *Porliera hygrometrica*. (Nach Sanio.)

umfasst, so dass im Ganzen sich für das Xylem sechs mögliche Zellformen ergeben.

Im parenchymatischen Systeme[1]), das aus relativ dünnwandigen, im Winter Stärke und andere assimilirte Stoffe führenden Zellen besteht, deren Wände einfache, nach aussen geschlossene niemals behofte Töpfel, desgleichen nie spiralige Verdickung zeigen[2]), haben wir:

1. Holzparenchym (Fig. 253 *A*, *a*, *f*). Es entsteht aus dem Cambium durch die Quertheilung seiner Zellen vor der Verdickung ihrer Wände, zeigt meist Faserform, indem in der Regel mehrere Theilzellen vereinigt sind[3]) (Fig. 253 *A*, *f*), und erscheint nur selten (*Sparmannia africana*) zu einem unregelmässigen polygonalen Gewebe ausgebildet[4]). Die Einzelzellen sind in Bau und Function von gewöhnlichen Parenchymzellen nicht verschieden, die aus der Verbindung mehrerer gebildeten Holzparenchymfasern erscheinen in der Regel (*Papilionaceen*, *Moreen*) kürzer als die Holz- (Libriform-) Fasern, selten ebenso lang (Herbstholz von *Vitis vinifera*) und sind auf dem Querschnitte, ihrer dünnen Wände wegen, sehr leicht von ihnen zu unterscheiden[5]). Wo sie aneinander grenzen, sind ihre Poren klein und rund, wo sie Gefässwände berühren, grösser, immer aber geschlossen[6]). Die Holzparenchymzellen liegen bald vereinzelt zwischen den Holzfasern (*Fagus sylvatica*), bald bilden sie rundliche Gruppen, bald tangentale Binden (*Tilia*, *Erythrina*), bald erscheinen sie vorwiegend in der Nähe der Gefässe, dieselben in einfachen Lagen (*Vitis vinifera*) oder in grösseren Gruppen umgebend (*Robinia*), und führen im Winter und im jüngeren Holze meist Stärke, doch auch Chlorophyll, Gerbstoff, Kalkoxalat-Krystalle (*Edwardsia grandiflora*), Harze[7]) und ätherische Oele (*Coniferen*[8]).

---

[1]) Reichlich kommen die Elemente des parenchymatischen Systemes bei *Quercus*, *Fagus* (Fig. 265, Fig. 266), *Tilia*, *Corylus*, spärlich bei *Prunus*, *Cerasus*, *Populus tremula* vor.

[2]) Dem freien Auge erscheinen die parenchymatischen Partien des Holzes meist als hellere Stellen.

[3]) Man nennt es da gefächertes Holzparenchym.

[4]) Als sogenanntes unregelmässiges Holzparenchym Sanio's.

[5]) Nur dort nicht, wo auch die Holzparenchymzellen verdickte Wände haben, *Amorpha fruticosa*, *Gymnocladus canadensis*, *Liriodendron-*, *Magnolia*-Arten.

[6]) Kreuz, J., „Sitzungsb. der Wiener Akademie", 1877 (Juniheft).

[7]) Dadurch gewinnt das Holz einen hohen Grad von Widerstandsfähigkeit gegen äussere Einflüsse. So standen, um nur eines Beispieles zu erwähnen, die unter Constantin aus Cedernholz gefertigten Thüren der Domkirche in Constantinopel noch unter Papst Eugen IV., also nach 1100 Jahren, völlig erhalten da. (Davy, „*Chim. agricole*". I. 178.)

[8]) Dippel („Das Mikroskop", II. *pag.* 236 ff.) zieht Sanio's Ersatzfasern und gefächertes Libriform zu seinem Holzparenchyme, das nach ihm entweder direct, durch Umbildung von bestimmten Cambiumzellen in Holzparenchym, entsteht (*Viscum*, gleich Sanio's Ersatzfasern), oder durch Quertheilung von einzelnen Cambium-

Sie fehlen von unseren Holzgewächsen nur *Berberis vulgaris, Mahonia Aquifolium, Drymis Winteri* (nach Sanio), ferner *Rhamnus, Pistacia, Jacquinia* etc. (nach Möller)[1]), und sind bei vielen Pflanzen (*Avicennia* [Fig. 253 *A*, *a*, Fig. 141], *Tectonia grandis, Platanus occidentalis, Celtis australis, Ficus Sycomorus*) copulirt. Bei den *Coniferen* treten sie niemals so mächtig auf, wie in der Regel im Holze der *Dicotylen* und fehlen den *Araucarien* gänzlich. Bei *Abies* stehen sie zerstreut im Holzkörper, bei *Pinus, Picea* und *Larix* als Umgrenzung der Harzgänge, bei *Juniperus, Taxodium, Wellingtonia* einzeln oder zu 2—3, zwischen den Holzfasern, bei den *Gnetaceen* desgleichen und in unmittelbarer Nähe der Gefässe. Sie erscheinen im Querschnitte fast eckig.

2. Ersatzfasern und Ersatzzellen, das sind dünnwandige[2]), kurze Zellen von faser- oder spindelförmiger Gestalt (Fig. 253 *A*, *b*), selten gegabelt (*Artemisia Abrotanum, Celtis australis*), die sich ohne Quertheilung aus den Cambiumzellen bilden[3]), öfters abgestutzte Enden zeigen und in der Regel die Länge der Holzparenchymfasern erreichen. Ihre stets einfachen und geschlossenen Poren[4]) sind dort wo sie an Gefässe grenzen, gross[5]) und zahlreich, dort wo sie aneinander grenzen, entweder rund oder spaltenförmig[6]), linksläufig und schief gestellt.

Bei bandartiger Anordnung des Holzparenchyms finden sie sich mit und zwischen demselben (Frühlings- und Herbstholz vieler *Papilionaceen: Robinia Pseud-Acacia, Sophora japonica* etc.; *Moreen: Morus alba, Broussonetia papyrifera* etc.); wo Holzparenchym zwischen den Holzfasern zerstreut ist, stehen sie ebenfalls einzeln und zerstreut (*Lycium barbarum, Elaeagneen*); wo endlich die Grundmasse des

---

zellen sich bildet (*Ficus, Urostigma, Spartium*), oder endlich, und das ist der häufigste Fall, einzelne aus dem Cambium in den Holzkörper hinübergetretene jugendliche Faserzellen theilen sich, nachdem sie bereits ihre secundäre Zellhaut abgeschieden, in 1—2 Tochterzellen, und es werden dann die so gebildeten Holzparenchymzellen durch die Membran der Fasermutterzelle zusammengehalten (gleich Sanio's gefächertem Libriform).

[1]) „Denkschrift. der k. Akad. d. Wiss. in Wien." XXXVI. 1876. *pag.* 9 (des Abdruckes).

[2]) Wo die Holzparenchymzellen verdickt sind (siehe oben), zeigen auch die Ersatzfasern dickere Wände, auch können sie wie erstere copuliren (Fig. 253 *A*, *c*).

[3]) Oder direct aus dem Procambium (bei den geschlossenen Gefässbündeln der *Kryptogamen* und *Monocotylen*.

[4]) Spiralige Verdickung fehlt auch den Ersatzfasern stets.

[5]) Von der Grösse des Gefäss-Tüpfelhofes.

[6]) Nur rund bei *Spartium scoparium* und *Shepherdia canadensis*, nur spaltenförmig bei *Lycium barbarum* und *Aesculus Hippocastanum*, beides zugleich bei *Cytisus Laburnum* und *Hakea suaveolens*.

Holzes von Holzparenchym gebildet wird, erscheinen sie zuweilen (*Cheirostemon platanoides*) mit diesem untermischt. Oft finden sie sich nur in der äussersten Herbstgrenze des Jahresringes (*Populus pyramidalis*, *Salix acutifolia*, *Aesculus Hippocastanum*, *Betula alba*, *Juglans regia*, *Alnus glutinosa*, *Tilia parvifolia*); oft sind Holzparenchym und Ersatzfasern gleich häufig (*Paulownia imperialis*, *Morus alba*), oder ersteres herrscht vor (*Gleditschia triacanthos*), oder letztere (*Spartium scoparium*, *Daphne Mezereum*, *Tamarix gallica*), oder die Ersatzfasern sind allein da (*Viscum album*, *Porliera hygrometrica*, *Caragana arborescens* und *Spiraea salicifolia*).

Den Ersatzfasern fehlt, ebenso wie dem Holzparenchyme, die mit Chlorzinkjod sich violett färbende Verdickungsschicht der Holzfasern (Libriform), ihre ganze Zellhaut ist verholzt (vgl. Fig. 45 *B*, *C*).

Das bastfaserähnliche System besteht aus spindelförmigen, dickwandigen Faserzellen, deren Tüpfel meist unbehoft und geschlossen, oder, wenn behoft und offen, in Form und Grösse von denen der Gefässe verschieden sind. Spiralfasern (als tertiäre Membran) fehlen stets, in der Regel auch Spiralstreifung der Zellhäute (ausgenommen *Avicennia*); die innerste Verdickung ist oft weich, knorpelig, auch wohl gallertig und der Inhalt der mit unbehoften, geschlossenen Tüpfeln versehenen Elemente in jüngerem Holze meist Stärke; die mit offenen Hoftüpfeln führen aber stets Luft. Sanio unterscheidet da:

3. Einfache (d. i. ungetheilte) bastartige Holzfasern, oder Holzzellen, Libriformfasern, und nennt das von ihnen gebildete Gewebe Libriform. Die Libriformfasern (Fig. 253 *A*, *c*), sind lange (im Mittel 0·5^{mm}) Zellen mit meist spärlichen [1]), spaltenförmigen, in linksläufigen Spiralen gestellten Tüpfeln, die entweder auf allen Wänden unbehoft und geschlossen (*Berberis*, *Sambucus*, *Hedera*), oder behoft und dann meist offen sind (*Daphne*, *Liriodendron*, *Quercus* [2]); dabei bleiben sie gleich gross, gleichgiltig ob das Libriform an Markstrahlen oder Gefässe grenzt (ausgenommen *Jatropha Manihot*).

In der Regel sind die Libriformfasern gerade gestreckt, selten gewunden (*Viscum album*, *Cedrela odorata*, *Tamarix gallica*), oft gegabelt und häufig in radialen Reihen geordnet (*Corylus*, *Carpinus*, *Aesculus*, *Magnolia*). Sie gehören in Folge ihrer Grösse [3]) zu den

[1]) Zahlreiche bei *Clematis Vitalba*, *Nerium Oleander*, *Vitis vinifera*.

[2]) Bei *Acer* kommen Libriformfasern mit offenen und geschlossenen Tüpfeln gleichzeitig vor.

[3]) Bei *Daphne Mezereum* 0·21^{mm}, bei *Prunus Laurocerasus* 1·26^{mm}, bei *Avicennia* 2^{mm} und mehr.

längsten Organen des Holzkörpers und platzen bei Maceration sehr oft in langen, senkrechten Spalten auf[1]). Häufig sind sie ohne alle Ordnung gelagert und bilden bei den *Dicotylen* meist die Grundmasse, in der die Gefässe, Tracheïden und das Holzparenchym eingesprengt sind. Oft fehlt das Libriform in der Anfangs- und Schlusszone der Jahresringe (*Robinia, Gleditschia*), scheint auch lediglich den *Phanerogamen* zuzukommen. Nach Möller fehlt es nur *Drymis* und den *Coniferen*; gänzlich von Parenchym verdrängt wird es bei *Carolinea* und *Sterculia*.

Der Inhalt ist in der Jugend häufig Stärke (*Berberis, Acer, Syringa, Vitis, Robinia*), auch wohl Chlorophyll und Spuren von Gerbstoff (*Syringa vulgaris*).

Die Membran der Libriformfasern zeigt primäre, secundäre und tertiäre Zellhäute, die aber alle drei verholzen[2]). Ausserdem ist aber (normal bei *Papilionaceen*, selten bei *Betula*, *Alnus* etc.) eine weiche, fast gallertige oder knorpelige Zellhautschicht da, die durch Chlorzinkjod violett, durch Jod und Schwefelsäure violettblau gefärbt wird, und zuweilen auch ganz (*Ulex europaeus, Casuarina torulosa*), oder theilweise verholzt (*Casuarina equisetifolia*). Gewöhnlich füllt sie das Lumen fast oder ganz aus, selbst wenn sonst die betreffenden Zellen dünnwandig sind (*Populus pyramidalis*), selten bleibt sie selbst dünn (*Jatropha Manihot, Morus alba*), folgt entweder auf die secundäre, verholzte Verdickung als tertiäre, oder die secundäre fehlt ganz und sie folgt dann gleich auf die primäre, beides bei derselben Pflanze[3]).

4. Gefächerte, oder getheilte Libriformfasern (Fig. 253 *A, d*). Sie unterscheiden sich von den einfachen, geschlossen

[1]) Bei *Jatropha Manihot* rechtsläufig, und die linksläufigen Tüpfel kreuzend.

[2]) Die secundäre Schicht ist entweder einfach getüpfelt und dabei dünn (*Punica Granatum, Zanthoxylon fraxineum*), oder dick (*Berberis vulgaris*), oder aber sie ist behoft getüpfelt und ebenfalls entweder dünn (*Daphne Mezereum, Periploca graeca*), oder dick (*Quercus pedunculata*), dabei im Frühlingsholze häufig schwächer verdickt als im Herbstholze (*Juglandeen*), aber nur selten (*Clematis Vitalba*) geschichtet.

[3]) Diese gallertig entwickelte Verdickungsschicht der Holzzellen kommt nicht in allen Jahresringen und in demselben Jahresringe nicht auf allen Seiten vor, findet sich aber sowohl bei den einfach getüpfelten, stärkeführenden Libriformfasern (*Rhus Toxicodendron, Acacia floribunda, lophantha* etc.), wie bei den gehoft getüpfelten, lufthaltigen vor (*Quercus*), keineswegs ist dieselbe aber ein specifisches Merkmal der Libriformfasern, da sie auch bei den gefässartigen Holzzellen oder Tracheïden (*Fagus sylvatica, Casuarina*-Arten), sowie bei Bastzellen (*Cytisus Laburnum, Morus alba, Ulmus suberosa, Quercus pedunculata* etc.) auftritt; den Gefässen, Holzparenchymzellen und Ersatzfasern fehlt sie indess stets. Mohl hat sie wohl bei *Ficus* zuerst gesehen.

getüpfelten (Fig. 253 *A*, *e*) nur dadurch [1]), dass sie nach vollendeter Bildung der Verdickungsschichten sich durch eine oder mehrere feine (bei *Vitis* getüpfelte) Querwände in mehrere Zellen theilen, die von den sämmtlichen Verdickungsschichten der ursprünglich einfachen Libriformfaser umschlossen werden (Vergl. *pag.* 439, Anm. 8) [2]). Sie sind selten gegabelt (*Fuchsia globosa*, *Punica Granatum*) und nur als eine Modification der ungetheilten Libriformfasern aufzufassen, mit den Holzparenchymfasern aber keineswegs zusammenzuwerfen.

Die Tüpfelcanäle sind stets spaltenförmig und linksläufig, schief gestellt; die Berührungsflächen an Gefässe entweder tüpfelfrei (*Fuchsia globosa*, *Punica Granatum*), oder spärlich getüpfelt (*Hedera Helix*, *Evonymus*-Arten), übrigens nicht anders, als da, wo sie an Ihresgleichen grenzen. Häufig überwiegen im Holzkörper die ungefächerten Libriformfasern an Zahl (*Spiraea chamaedrifolia*), oft aber auch die gefächerten (*Hedera Helix*, *Vitis vinifera*, *Punica Granatum*). Ihr Inhalt ist selten Luft (*Justicia carnea*), sondern sie führen zur Zeit der ruhenden Vegetation meist Stärke (*Ceratonia Siliqua*) oder Chlorophyll (*Vitis vinifera*), selten auch Gerbstoffe (*Vitis vinifera*). Von allen Geweben des Holzkörpers haben sie die geringste Verbreitung, und sind ausser bei den bereits genannten Pflanzen noch bei *Spiraea*-, *Rubus*- und *Rhus*-Arten, bei *Hydrangea hortensis* etc. aufgefunden worden. Die bei den ungetheilten Libriformfasern erwähnte gallertige Verdickungsschicht findet sich öfters (*Ceratonia Siliqua*, *Ficus*-Arten) auch bei den gefächerten.

Das tracheale System zeichnet sich durch in der Regel kürzere und dünnwandigere Zellen vor den bereits erwähnten Elementen aus, obgleich auch hier sehr langgestreckte und dickwandige Zellen nicht fehlen. Die Wandtüpfelung ist dort, wo die trachealen Formen aneinander grenzen, stets behoft [3]), häufig mit spiraliger (Fig. 54 *B*, *C*, *pag.* 45) oder ringförmiger Verdickung vereint, der Inhalt der Zellen in der Regel Luft. Wir können da folgende Typen unterscheiden [4]):

---

[1]) Bei *Eugenia australis* sind sie behoft getüpfelt.

[2]) Erwähnt mag werden, dass ich auch bei Trichomen (Kelchhaare von *Verbena*, Haare junger Stengel von *Ficus barbata* etc.) eine nachträgliche Fächerung durch zarte Querwände beobachtet habe. (Vergl. auch Fig. 77, *pag.* 64 und *pag.* 337.)

[3]) Nur in der Markscheide nicht.

[4]) Möller's spiralig verdickte Libriform (*Ligustrum, Leucodendron, Carya*) zieht Sanio zu den Tracheïden, und die Tracheïden Sanio's mit gallertiger Innenschicht (*Fagus sylvatica, Hamamelis virginica, Casuarina*-Arten) will Möller unter Libriform eingereiht wissen. Ueberhaupt bezeichnet Möller als Tracheïden

5. Gefässartige Holzzellen oder Holzfasern, Tracheïden[1]) (Fig. 253 *A*, *g*). Im Allgemeinen spindel- oder faserförmige Zellen, die von den Gefässen sich dadurch unterscheiden, dass sie nicht wie diese als continuirliche Röhren hervortreten, und dass — wegen ihrer prosenchymatischen Form — ihre Perforationen nach allen Seiten hin die gleichen sind, so dass ganze grosse Zellcomplexe derselben durch offene Hoftüpfel mit einander in Verbindung treten (*Coniferen*). Meist sind die Tracheïden gerade gestreckt, selten gewunden (*Elaeagnus argentea*), oder gegabelt (*Syringa*, *Hippophaë*), und stehen bald in radialen Reihen (*Staphylea pinnata*, *Viburnum Opulus*), bald unregelmässig (*Pyrus communis*, *Ilex Aquifolium*, *Cornus sanguinea*). In Gefässe gehen sie dadurch über, dass sie an einem Ende perforirt werden (*Papilionaceen*, *Moreen*, *Ulmeen*, *Berberis*), oder dass einzelne sich erweitern, und bei schwächerer Verdickung und geringerer Länge an einem Ende ein kleines Loch bemerken lassen (*Syringa*, *Ribes*, *Evonymus*), oder dass sie kürzer, dünnwandiger, reicher getüpfelt werden und schliesslich wohl auch an einem Ende perforirt erscheinen (*Elaeagneen*, *Casuarinen*). Sie bilden ein Mittelding zwischen den Gefässen und den behoft getüpfelten Libriformfasern[2]). Bei den *Coniferen* (Fig. 42 *A*, Fig. 46 *B* und Fig. 54 *B*, *C*), wo sie fast ausschliesslich den ganzen Holzkörper zusammensetzen, sind sie am längsten bekannt.

Wo die Tracheïden nur als eine unperforirte Modification der Gefässe erscheinen (*Papilionaceen*, *Ulmeen*, *Moreen*), gleichen sie in ihrer Form sehr den kleinen Gefässen, finden sich auch stets in der Nähe der Gefässe, während die Grundmasse des Holzes aus Libriform besteht; fast immer sind sie kürzer als letzteres und meist dünnwandig (ausgenommen: *Carpinus Betulus*, *Ostrya virginica*). Wo die Tracheïden dagegen (bei Vorkommen von Libriform) eine von den Gefässen selbstständigere Stellung einnehmen und stellenweise (im Herbstholze) als Grundmasse auftreten (*Ribes*, *Evonymus*, *Syringa*, *Ligustrum*)[3]), oder wo sie (beim Fehlen von Libriform) durch den ganzen Jahresring die Grundmasse bilden (*Pomaceen Buxus*, *Rosa*, *Viburnum*), da zeigen sie fast stets faserartige Zuspitzung und nähern sich so dem Libriform; in beiden Fällen können sie unter Umständen

---

nur die nicht perforirten Gefässe, die Jugendstadien derselben, wo das Spiralband noch erhalten ist. (Vergl. auch Peter, A. „*Dissert.*“ Königsberg 1874.)

[1]) Sind die „gefässartigen Leitzellen“ Caspary's.

[2]) Caspary, R., „Monatsber. d. Berliner Akad. d. Wiss.“, 1862, *pag.* 448, nennt sie Leitzellen.

[3]) Sie können da an Länge dem Libriform gleichen, auch wohl im Mittel es übertreffen (*Ribes rubrum*).

sehr dickwandig werden[1]). Ihr Längenverhältniss gegenüber dem Libriform mögen nachfolgende Messungen erläutern:

	Länge in Millimeter	
	der Tracheïden	der Libriformfasern
Daphne Mezereum	0·15	0·21
Sophora japonica	0·16	0·95
Ulex europaeus	0·16	1·03
Clematis Vitalba	0·25	0·39
Rhamnus Cathartica	0·28	0·52
Tilia parvifolia	0·31	0·46
Salix acutifolia	0·33	0·53
Populus pyramidalis	0·39	0·45
Quercus pedunculata	0·49	0·80
Ribes rubrum	0·49	0·47
Syringa vulgaris	0·50	0·51
Prunus Laurocerasus	0·56	1·26

Die behoften Tüpfel der Tracheïden sind stets derselben Art wie die der Gefässe (Grösse, Form, Zahl), wenigstens dort, wo sie den Gefässen am nächsten liegen; wo die Grundmasse des Holzes aus Tracheïden besteht (*Fagus sylvatica*), ist dagegen die Tüpfelung meist minder zahlreich als bei den Gefässen, der Hof meist rund, doch dort, wo sie aneinander oder an Gefässe grenzen, öfters spaltenförmig (*Vitis vinifera*, *Liriodendron tulipifera*, *Magnolia*-Arten); die Tüpfel selbst meist spaltenförmig, linksläufig, schief gestellt, nur bei spaltenförmigem Hofe horizontal.

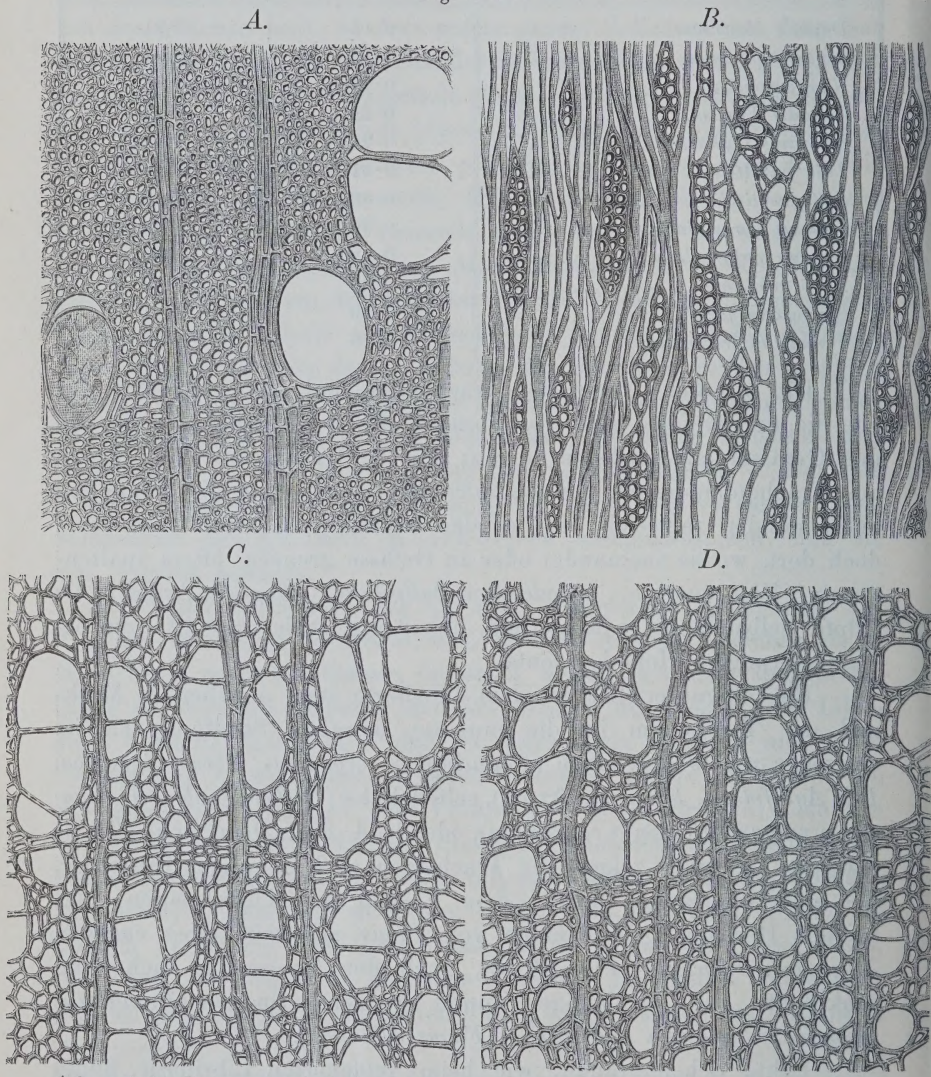
Ein charakteristisches, dem Libriform stets abgehendes Merkmal der Tracheïden ist die innerste, spiralige Streifung; sie ist entweder rechts gewunden (*Philadelphus coronarius*, *Kerria japonica*, *Ilex Aquifolium*, *Evonymus*-Arten), selten links (*Berberis vulgaris*, *Ligustrum vulgare*, *Bignonia capreolata*), oder bald rechts, bald links (*Taxus baccata*). Zuweilen zeigen die Tracheïden auch spiralige Spaltung, die stets linksläufig ist und dem Verlauf der Tüpfelspalten folgt (in den Herbstholz-Tracheïden von *Pinus sylvestris*, *Picea vulgaris*, *Taxodium distichum* [Fig. 46 *B*]), nach der Maceration auch wohl senkrechte, die linksläufigen Tüpfel kreuzende Spalten (*Hamamelis virginica*, *Casuarina equisetifolia*, *Fagus sylvatica*).

Echte Scheidewände, wie beim gefächerten Libriform, findet man bei den Tracheïden nicht, wohl aber falsche (*Hippophaë rhamnoides*), einseitige, locale Verdickungen u. s. w.

[1]) Nicht selten treten sie nur in der Schlusszone des Jahresringes auf, insbesondere dort, wo lauter gleichartige Gefässe vorkommen (*Tilia*, *Salix*, *Populus*, *Acer*, *Betula*).

6. Gefässe, Holzgefässe (Fig. 168 und Fig. 173). Ausser dem, bereits an anderem Orte (*pag.* 267 ff.) über diese Bildungen Gesagten, wäre nur zu erwähnen, dass die Gefässe im älteren Holze der *Cycadeen, Abietineen, Cupressineen, Taxineen, Araucarien* und *Podo-*

Fig. 253 *B*.



A Querschnitt, *B* Tangentenschnitt durch das Holz von *Fraxinus excelsior, C* Querschnitt durch das Holz von *Populus tremula, D* desgleichen von *Salix fragilis.*

carpeen vollständig fehlen[1]), bei den *Gnetaceen* (als Porengefässe) durch's ganze Holz vertheilt, bei *Ephedra* jedoch nur im Frühlings-

[1]) In der Markkrone, d. i. im ältesten Theile der primären Bündel, kommen sie aber auch als Spiral- und Netzgefässe vor.

holze anzutreffen sind. Bei den *Dicotylen* zeigen gleichfalls nur die primären Bündel der Markscheide Spiroiden, alles später zwischen ihnen entstandene Holz nur Poren- und Tüpfelgefässe.

Selten (*Betula alba*, *Salix fragilis* [*D* in Fig. 253 *B*]) sind die Gefässe nahezu gleichmässig im Holzkörper vertheilt, gewöhnlich treten sie am zahlreichsten, einzeln oder in Gruppen, im Frühjahrsholze auf (*Spartium*, *Fraxinus* [*A* in Fig. 253 *B*], *Ulmus* [Fig. 265 *C*]); im Herbstholze fehlen sie oft ganz, oder finden sich nur vereinzelt (*Fraxinus* [*A* in Fig. 253 *B*]), oder sie bilden mit dem Holzparenchym untermischte Gruppen, die mit Libriformfasergruppen, denen die Gefässe fehlen, abwechseln (*Quercus* [Fig. 265 *A*]). Oft sind alle vom gleichen Baue [1]), oder es finden sich auffallend weite [2]) und enge ohne Mittelglieder, und zwar wieder entweder gleichen Baues (*Quercus*, *Fraxinus*, *Aesculus*), oder die weiten sind getüpfelt, die engen überdiess noch spiralig verdickt (*Morus alba*, *Robinia*, *Ulmus*), oder die Gefässe sind in der Anfangszone des Jahresringes am weitesten und nehmen gegen die Schlusszone zu an Weite immer mehr ab (*D* in Fig. 253 *B*), selten umgekehrt (*Hippophaë rhamnoides*).

Nur in seltenen Fällen ist der Inhalt der Gefässe nicht Luft; so führen sie bei einigen *Umbelliferen* (nach Jochmann) und bei *Dahlia variabilis* (nach Sanio) öfters Oel, bei *Guajacum officinale* (nach Hartig) das grüne Guajakharz, oder (*Prunus spinosa*) einen eigenthümlichen, durch Aetzkali wenig veränderten, durch Kochen in chromsaurem Kali und Salpetersäure aber entfärbten und gelösten Stoff, der als Wandbeleg oder als biconvexe Scheiben die Gefässe ganz erfüllt [3]).

Die verschiedene Anordnung und Gruppirung dieser sechs Elemente des Holzkörpers, das gänzliche Fehlen oder Ueberwiegen einzelner derselben etc. bieten äusserst wichtige Merkmale für das Erkennen und die Charakterisirung der einzelnen Holzarten, und machen sich oft schon mit freiem Auge (besonders an Querschnitten) kenntlich. So erscheinen, ganz abgesehen vom Hervortreten der Jahresringe, viele Hölzer von sehr gleichmässiger Beschaffenheit (*Salix*, *Fagus*, *Populus*, *Betula*, *Tilia*, *Syringa* etc.), andere lassen unter der Loupe bestimmte Zeichnungen deutlicher hervortreten (*Acer*, *Carpinus*, *Ilex*), noch andere sind durch verschieden gefärbte und dichte Partien

---

[1]) Absolute Lumenweite 0·012—0·3^{mm}.

[2]) Diese sind dann immer kurzgliedrig.

[3]) Anfangs ist derselbe farblos, später färbt er sich schwefelgelb (*Ailanthus glandulosa*), carminroth (*Ulex europaeus*), oder rothbraun (*Prunus*-Arten), ist meist homogen, doch auch körnig (*Castanea vesca*) u. s. w.

in hohem Grade ausgezeichnet (*Quercus, Aesculus, Ulmus* [1]), *Fraxinus* [2]), *Robinia* [3]), *Gleditschia*, *Rhamnus catharticus* [4]), *Spartium scoparium* u. s. w. [5]).

Im Allgemeinen kann man bei unseren Laubhölzern folgende Gruppen unterscheiden [6]):

A. Das Holz besteht nur aus dem parenchymatischen und dem trachealen Systeme (Tracheïden die Grundmasse bildend);

1. es enthält nur Tracheïden, Gefässe und Holzparenchym (*Fagus* [Fig. 265 *B*, Fig. 266 *B*], *Buxus*, *Crataegus*, *Pyrus communis*, *Ilex Aquifolium*);

2. es enthält ausserdem noch Ersatzfasern (*Hippophaë*).

---

[1]) Die tangentalen Binden sind engere Gefässe und Tracheïden, die dunkle Grundmasse Libriform; die lockere Anfangszone der Jahresringe hat grosse Gefässe, eingebettet in Holzparenchym (Fig. 54 *A*, Fig. 265 *C* und Fig. 266 *C*).

[2]) Die lockere Anfangszone ist Libriform und weite, von Holzparenchym umgebene Gefässe, die hellen Binden und Flecken enge Gefässe und Holzparenchym, eingebettet in verdicktes Libriform als Grundmasse (*A* und *B* in Fig. 253 *B*).

[3]) Lockere Anfangszone von Holzparenchym und weiten Gefässen; die hellen Flecken weiter aussen sind Gefässe, Tracheïden und Holzparenchym. Grundmasse Libriform.

[4]) Grundmasse Libriform, weiter nach aussen helle, schief radiär verlaufende und verzweigte Streifen von Gefässen, Tracheïden und Holzparenchym.

[5]) Das junge, eben gebildete Holz, wird als Splint von dem älteren sogenannten Kernholz unterschieden, das häufig (ausser dem Verschwinden des Amylums aus seinem Inhalte), durch total verschiedene Färbung sich auszeichnet (*Diospyros, Caesalpinia*). Für gewisse Industriezweige sind die Naturfarben der Hölzer sehr wichtig; wie mannigfach dieselben sein können, mag folgende Zusammenstellung lehren:

Gelbe Hölzer:
- Citronengelb: *Berberis vulgaris, Erithalis fruticosa, Citrus*-Arten.
- Orangegelb: *Maclura aurantiaca.*
- Goldgelb: *Caesalpinia bahamensis, Rhus Cotinus, Morus tinctoria.*

Rothe Hölzer:
- Pfirsichblühroth: *Copaïfera bracteata.*
- Carminroth: *Amyris balsamifera.*
- Tiefroth: *Pterocarpus santalinus, Baphia nitida, Haematoxylon Campech.*
- Rothbraun: *Adenanthera pavonica.*

Dunkle Hölzer:
- Grünbraun: *Bignonia leucoxylon.*
- Grünblau: *Guajacum officinale.*
- Chocolatefarben: *Jacaranda brasiliana, Messua speciosa, Escallonia resinosa.*
- Braunschwarz: *Tectona grandis, Nectandra spec.*
- Tiefbraun: *Taxus baccata, Dipterix odorata.*

Gefleckte Hölzer: *Heisteria coccinea, Piratinera guiacensis* etc.

[6]) Sanio, C. „Botan. Zeit." 1863. *pag.* 401 ff.

B. Der Holzkörper wird von Elementen des bastartigen und des trachealen Systemes gebildet;

3. er enthält Libriform, Tracheïden und Gefässe (*Berberis vulgaris*).

C. Der Holzkörper setzt sich aus dem parenchymatischen, dem bastartigen und dem trachealen Systeme zusammen;

4. er enthält Ersatzfasern, Libriform und Gefässe (*Viscum album*);

5. er enthält Ersatzfasern, Libriform, Gefässe und Holzparenchym (*Platanus, Fraxinus* [*A, B* in Fig. 253 *B*]);

6. er enthält Libriform, Tracheïden, Gefässe und Holzparenchym (*Sambucus, Acer, Quercus* [Fig. 265 *A*, Fig. 266 *A*], *Aesculus, Carpinus, Corylus*);

7. er enthält Libriform, Tracheïden, Gefässe, Ersatzfasern und Holzparenchym (*Populus, Salix* [*D* in Fig. 253 *B*], *Alnus, Betula, Tilia* [Fig. 265 und Fig. 266 *D*], *Ulmus* [Fig. 265 und Fig. 266 *C*], *Syringa, Juglans, Robinia*);

8. er enthält Holzparenchym, einfache und gefächerte Libriformfasern, Tracheïden und Gefässe (*Hedera Helix, Evonymus europaeus, Rubus Idaeus, Vitis vinifera*);

9. er besteht aus Holzparenchym, einfachen und gefächerten Libriformfasern, Ersatzfasern, Tracheïden und Gefässen (*Rhus Cotinus*).

Je grösseres Lumen die Zellelemente einer Holzart haben, desto leichter, weicher, farbloser und biegsamer [1]) ist es, desto schneller

---

[1]) Nach Dupin („*Exper. sur la force etc. des bois.*“ 1813) ist für:

Eichenholz	das specifische Gewicht	0·7324,	die Elasticität	56,
Cypressenholz	„ „ „	0·6640,	„ „	71,
Buchenholz	„ „ „	0·6595,	„ „	84,
Tannenholz	„ „ „	0·4428,	„ „	130.

Wie verschieden, durch den anatomischen Bau bedingt, die absoluten Gewichte der Hölzer, selbst nahe verwandter, ausfallen, mag folgende Zusammenstellung zeigen. Es wiegt im Mittel 1 Kubikfuss Holz (lufttrocken) von:

Sorbus domesticus	36 Kilo	*Prunus domestica*	29·5 Kilo
Syringa vulgaris	35 „	*Citrus Aurantium*	28·5 „
Cornus mascula	34·5 „	*Crataegus Oxyacantha*	28·5 „
Quercus Ilex	34·5 „	*Robinia Pseudacacia*	27·5 „
Olea europaea	34·5 „	*Mespilus germanica*	27·5 „
Buxus sempervirens	34·0 „	*Crataegus Aria*	27·5 „
Pyrus Malus	33·0 „	*Prunus avium*	27·0 „
Prunus Mahaleb	31·0 „	*Fagus sylvatica*	27·0 „
Taxus baccata	30·5 „	*Pyrus communis*	26·5 „

erfolgt sein Wachsthum, desto weniger Wärme und desto mehr Flamme gibt es beim Verbrennen.

Der älteste Theil des Holzes — Markkrone oder Markscheide genannt — zeichnet sich vor allen Jahresringen dadurch aus, dass er ausschliesslich Spiralgefässe enthält und dass ihm die für die folgenden Ringe oft so sehr charakteristische Anfangszone fehlt; desgleichen ist dort Anordnung und Grösse der anderen Elementarorgane verschieden. So erhalten die grossen Gefässe in der Anfangszone der Eiche (Fig. 265 *A*) erst im sechsten Jahresringe und später ihre beträchtliche Weite etc. Wo Tracheïden und Gefässe eine gruppenförmige Anordnung zeigen, da sind in der Markscheide diese Gruppen entweder nur angedeutet (*Morus alba*), oder sie sind wenigstens kleiner (*Ilex*, *Spartium*) [1]).

Auch das Holz der Wurzeln ist von dem des Stammes in der Regel beträchtlich verschieden. Der Unterschied desselben vom Stammholze zeigt sich [2]) zunächst durch im Allgemeinen schmälere Jahresringe, beruhend auf der schwächeren oder ganz ausfallenden Entwicklung des mittleren und äusseren Theiles derselben. Dabei sind die Gefässe theils zahlreicher, theils grösser; die Faserzellen dünnwandiger und weiter (*Betula*, *Quercus*, *Fraxinus*) [3]), so dass das Wurzel-

Cytisus Laburnum	26·0 Kilo	*Sambucus nigra*	21·0 Kilo
Acer campestre		*Morus nigra*	20·7 „
Pinus Larix		*Salix capraea*	20·6 „
Amygdalus persica		*Castanea vesca*	20·5 „
Prunus spinosa	25·6 „	*Juniperus communis*	
Carpinus Betulus	25·6 „	*Broussonetia papyrifera*	20·0 „
Platanus occidentalis	25·5 „	*Hedera Helix*	19·5 „
Acer Pseudoplatanus	25·5 „	*Populus alba*	
Fraxinus excelsior	25·3 „	*Pinus sylvestris*	
Ulmus campestris	25·2 „	*Populus balsamea*	19·3 „
Gleditschia triacanthos	24·5 „	*Populus tremula*	18·6 „
Corylus Avellana	24·1 „	*Alnus glutinosa*	17·7 „
Betula alba	24·0 „	*Aesculus Hippocastanum*	17·5 „
Tilia europaea		*Populus angulata*	17·0 „
Prunus Cerasus	23·7 „	*Liriodendron tulipifera*	
Ilex Aquifolium	23·5 „	*Bignonia Catalpa*	16·5 „
Sorbus Aucuparia	23·5 „	*Abies pectinata*	16·0 „
Juglans regia	23·0 „	*Populus nigra*	14·5 „
Morus alba	22·0 „	*Salix alba*	13·6 „
Acer platanoides	21·5 „	*Populus fastigiata*	12·5 „

[1]) Die aus Holzparenchym bestehenden Querbinden des Eichenholzes sind da kurz, unregelmässig, oft unterbrochen etc.

[2]) Mohl, H. „Botan. Zeit." 1862. *pag.* 269 ff.

[3]) Bei *Fagus* sind die Tracheïden in der Wurzel dickwandiger.

holz im Allgemeinen poröser und weicher ist als das des Stammes [1]). Thyllen (*pag.* 21) bilden sich nur in sehr seltenen Fällen in den Gefässen des Wurzelholzes.

Ausserordentlich häufig zeigen sich die Elemente des Xylems genau radial angeordnet (Fig. 72, Fig. 259 etc.), während sie manchmal wieder eine solche Radialreihung nicht erkennen lassen. Nach Vöchting [2]) liegt, entgegen Naegeli [3]) und Sanio [4]), die unregelmässige Anordnung der Holzzellen in ihrer specifischen Verschiedenheit, d. h. darin, dass die vom Cambium zum Holze übertretenden jungen Splintzellen ihre spitzen Enden in beliebiger, sowohl tangentaler als radialer Richtung an einander vorbeischieben, während die ursprüngliche, im Cambium vorherrschende Radialreihung erhalten bleibt, wenn das Ausweichen der wachsenden Spitzen immer nur in einer und derselben tangentalen Richtung erfolgt. Im ersteren Falle sind die Holzzellen an den Enden gleichmässig zugespitzt und sowohl der Radial- als Tangentalschnitt muss ihre spitz in einander greifenden Enden zeigen (*Cytisus Laburnum*). Im zweiten sind sie am Ende einseitig zugeschärft oder keilförmig, und hier muss der Tangentenschnitt zugespitzte, der Radialschnitt gerade Enden der Holzzellen hervortreten lassen (*Melastomaceen*: *Heterocentron diversifolium*). Uebrigens finden sich häufig (*Indigofera Dosua*) auf einem und demselben Querschnitte radial und regellos angeordnete Holzzellen.

Anomale Holzbildungen kommen, wie nachstehende Tabelle zeigt [5]) äusserst häufig vor. So beträgt bei:

---

[1]) Durch die Eigenthümlichkeit, dass im Wurzelholze vieler Bäume die innersten Gefässe der Jahresringe einen im Verhältnisse zu den Gefässen des Stammes sehr grossen Durchmesser erhalten (*Fagus*, *Betula*, *Populus tremula*), nähert sich dieses Holz dem Stammholze solcher Pflanzen, die mit grossen Gefässen in der Anfangszone ausgezeichnet sind (*Ulmus*, *Aesculus*, *Fraxinus*). Weiteres unter Wurzel, Stamm etc. im II. Bande.

[2]) In Hanstein's „Botan. Abhandlungen". III. Bd. Heft 1.

[3]) Sucht die Sache durch das Verhalten des Markes zu erklären. So lange dasselbe in die Dicke wachse, muss an seiner Peripherie eine Tangentalspannung vorhanden sein, die die regelmässige Radialreihung hindert; hört es dann zu wachsen auf, so erfolgt sie etc.

[4]) Findet die Ursache der bald fehlenden, bald vorhandenen Radialreihung der Holzzellen in dem Längenverhältnisse der Cambiumzellen zu den fertigen Holzzellen. Wachsen letztere noch sehr stark in die Länge, so schieben sich ihre spitzen Enden in einander und stören die sonst regelmässige Ordnung. Nach Müller („Botan. Unters." 4. Heft) entsteht die Abweichung von der Radialreihung durch das Einschieben von Gefässzellen zwischen die übrigen Elemente des Holzes.

[5]) v. Gernet. „Xylologische Studien." I—III. Moskau 1866. Müller, F. „Botan. Zeit." 1866. Nr. 8 ff. u. s. w.

	die Zahl der Familien	davon sind untersucht	von ihnen anomal
Thalamiflorae	65	60	28
Calyciflorae	67	51	25
Corolliflorae	32	24	14
Monochlamideae	26	25	17 [1]).

Eigenthümliche Verhältnisse zeigen auch das sogenannte Wundholz [2]) und der Callus der Stecklinge.

Nach Vries [3]) ist der Bau der inneren Wundholzschichten bei allen untersuchten dicotylen Holzpflanzen derselbe, und weicht in folgenden Punkten vom normalen Holze ab: sie besitzen keine Holzfasern, und keine weiten, runden Gefässe; ihr Gewebe besteht aus Holzparenchym, in welchem strangförmige Gruppen von engen Gefässzellen verlaufen. In der unmittelbaren Nähe der Wunde sind die Zellen des Wundholzes, in Folge von Quertheilungen, welche gleich nach der Verwundung im Cambium stattgefunden hatten, sehr kurz, ungefähr eben so hoch wie breit; mit der Entfernung von der Wunde (nach oben und unten in Bezug auf die Zweigaxe) wird ihre Länge grösser, bis in nicht sehr grosser Entfernung die Zellen des Wundholzes die normale Länge haben und in noch grösserer dasselbe allmälig in normales Holz übergeht.

---

[1]) Diese Unregelmässigkeiten im Baue des Holzes sind sehr verschiedener Art. Es können entweder die Holzlagen sich kreuzen (*Guajacum officinale, Pterocarpus, Santalum, Xanthoxylon*), oder es lagern sich gewisse Elemente des Holzkörpers in scharf gesonderten Schichten (*Urtica, Ficus, Bombax, Banksia, Erythrina, Casuarina, Avicennia tomentosa, Misodendron brachystachyum*; krautartige: *Pedicularis Sceptrum Carolinum* (Trennung der Spiralgefässe von den Tüpfelgefässen durch eine breite Zwischenschicht), *Hippuris vulgaris, Myriophyllum*, desgleichen die Hölzer mit scheinbaren oder falschen Jahresringen); oder das Holz ist von eigenthümlichen Holzparenchymnestern (Markflecken, d. i. locale Markstrahlenwucherungen) durchsetzt (*Populus tremula, Populus monilifera, Alnus, Sorbus*); oder es entsteht durch das Verharren eines Theiles der Holzzellen in cambialem Zustande eine ganz eigenthümliche Art von Schichtenbildung (*Caryophylleen, Brassica, Cichorium* [nach Hartig], *Chenopodeen* [Umwandlung eines Theiles des Cambiums in Cambiform]); oder es weicht, bei sonst normalem Holzbaue, die Stellung gewisser Elemente von der gewöhnlichen Anordnung ab (die Vförmige Stellung der Gefässe im Stengel von *Gymnophyton punctatum* [Chatin]; die entgegenstehenden Markstrahlencomplexe bei *Markgravia umbellata*; das wiederholte Auftreten von Spiralgefässen im Stengel von *Nepenthes destillatoria* [Lindley], *Thalictrum majus* [Hartig], *Thalictrum flavum* [Gernet], bei einigen *Caryophylleen* [Oliver]; das gänzliche Fehlen derselben bei *Cuscuteen, Orobanchen, Loranthaceen, Trapa, Callitriche*; der Mangel von Gefässen überhaupt [*Ceratophyllum*]) u. s. w.

[2]) Nach Vries alles in der Nähe einer Wunde entstehende Holz, das vom normalen Holzbaue der Species abweicht.

[3]) „Flora." 1876. *pag.* 2 ff.

Anders beim Callus. Wird nämlich ein durch Ablösen von der Mutterpflanze erhaltener Steckling in günstige Verhältnisse gebracht, so wird er sich zu einer neuen Pflanze entwickeln können. Es bildet sich da[1]) ein Wulst, der oft die ganze Schnittfläche mit einem knorpeligen, oft über die Ränder derselben wegragenden Gewebe bedeckt — dem Callus[2]).

Nach den Untersuchungen von Stoll[3]) geht die Initiative und das hauptsächlichste Wachsthum des Callus stets vom Cambium aus, doch kommt allen Gewebsschichten, ausser den Holz-, echten Bast- und Epidermiszellen, die Fähigkeit zu, an seinem Aufbaue mitzuwirken. Unter der Schnittfläche vereinigen sich die Neubildungen der verschiedenen Gewebsschichten zu einem zusammenhängenden Complexe, dem Callus, der in Zellform und Anordnung mit dem alten Gewebe des Stecklings keine Aehnlichkeit hat, und es wird erst im späteren Verlaufe eine theilweise Uebereinstimmung durch im Callusgewebe entstehende Meristeme hervorgerufen. Diese Meristeme sind ihrer Thätigkeit nach verschieden. Entweder sie gehen in Dauergewebe über (Peripherie des Callus und an den angeschnittenen Bast- und Holzbündeln), oder sie behalten ihre Theilungsfähigkeit und bilden, dem Stecklinge entsprechende, Schichten. Im ersteren Falle sind sie analog der Wundkorkbildung und als Phellogenschichten zu bezeichnen, im zweiten erinnern sie an das Cambium und dessen Verhalten beim Dickenwachsthum der *Dicotylen*. Verschiedenheiten ergeben sich daher, dass ausser dem in allen Fällen thätigen Cambium die eine oder die andere Gewebsart den Callus mitbilden hilft; so bildet er sich entweder nur aus dem Cambium (*Viburnum Tinus, Camellia japonica*), oder aus Cambium und Bastparenchym (*Cleyera japonica, Grieselinia littoralis*), oder aus Cambium und Markkrone (*Metrosideros polymorpha, Goldfussia Dicksonii*), oder aus Cambium, Markkrone und Bastparenchym (*Passiflora quadrangularis, Hibiscus reginae*), oder aus Cambium, Mark und Rindenparenchym (*Passiflora terebinthacea, Henfreya scandens*), oder endlich

---

[1]) Bei dicotylen und gymnospermen Holzpflanzen; bei krautartigen Gewächsen wird die Schnittfläche durch eine Korkschicht geschlossen, und bei holzartigen *Monocotylen* besitzt das gesammte Parenchym das Vermögen der Callusbildung.

[2]) Die Umbildungen in Callus verhalten sich wie die späteren Wundholzschichten, sie bilden den Uebergang von den inneren Wundholzschichten zum normalen Holze, indem zuerst die Holzfasern und Gefässe wieder auftreten, die geringe Länge der Zellen allmälig in die normale übergeht etc.

[3]) „Botan. Zeit." 1874. *pag.* 737 ff. — Vergl. auch Göppert, R. „Die inneren Vorgänge beim Veredeln." Cassel 1874.

aus Cambium, Rindenparenchym, Holzparenchym und Mark (*Gaudenia radicans*)[1]).

B. Die Elemente des Phloëm- oder Basttheiles der Fibrovasalstränge[2]).

Derselbe setzt sich zusammen aus Bastparenchym, Bastfasern und Siebröhren.

Das Bastparenchym stimmt mit dem Holzparenchym (*pag.* 439) bezüglich seiner Structur und seiner Entstehung fast ganz überein, und unterscheidet sich (nach Dippel) hauptsächlich dadurch von demselben, dass seine Wandungen in der Regel weniger stark verdickt sind, und meist unverholzt bleiben. In der Ruheperiode der Vegetation führt es Stärke (*Cycas, Pinus, Picea*), in älteren Zellen ausserordentlich häufig Krystalle (monoclinische) von oxalsaurem Kalke (*Dion*; Fig. 249, Fig. 250 und Fig. 259)[3]). Die Wandverdickung der Bastparenchymzellen ist entweder, mögen sie an was immer grenzen, eine unbehoft poröse (*Tilia, Betula, Fagus*) oder die Zellhäute sind dort, wo sie Siebröhren berühren, glatt (*Pyrus, Sambucus, Vitis*). Mit den Siebröhren bildet es bald abwechselnde, breitere oder schmälere tangentale Binden (*Betula, Tilia*), oder aber es ist unregelmässig zwischen sie eingestreut (*Fagus*). Bei den *Cycadeen* wechselt es ohne Ordnung mit den Siebröhren, bei *Abietineen* und *Araucarien* ist es in tangentalen Reihen geordnet und bei *Cupressineen* und *Taxineen* so gelagert, dass es von den Elementen des Phloëms immer die dritte Stelle einnimmt (Bastfaser, Siebröhre, Bastparenchymzelle). Sind die Bastparenchymzellen eng, langgestreckt und dünnwandig, so nennt man sie (nach Naegeli) Cambiform[4]). Es steht mit dem

---

[1]) Die Bildung von Nebenwurzeln findet nicht im neugebildeten, über die Schnittfläche heraustretenden Callus statt, sondern im cambialen Gewebe unmittelbar über der Schnittfläche, oder in noch höher gelegenen Regionen, die an der Callusbildung keinen unmittelbaren Antheil nehmen. Bei Krautpflanzen entstehen sie aus dem Intrafascicularcambium.

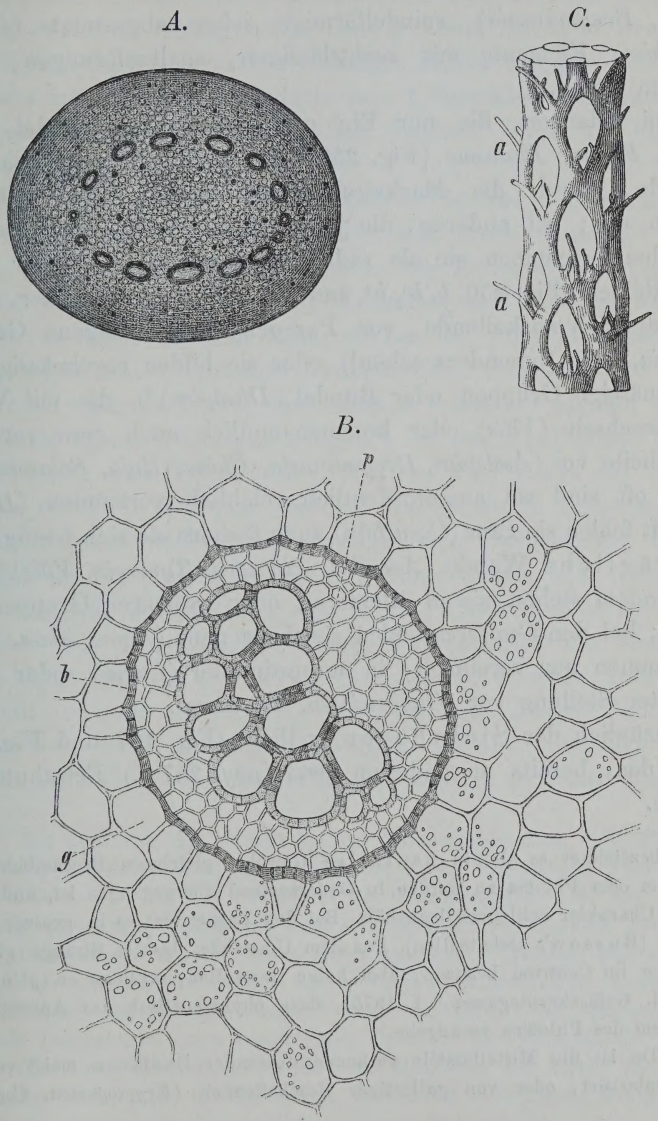
[2]) Den Basttheil der Fibrovasalstränge nennt man auch secundäre Rinde (*pag.* 419, Fig. 250*s*), obwohl er aus dem Cambium stammt und nicht, wie die primäre Rinde, dem Grundgewebe angehört. Da der aus zarten, leicht zerreissbaren Zellen bestehende Cambiumring zwischen Bast und Holzkörper liegt, löst sich dort der Phloëmtheil, als innerste Schicht der Rinde, beim Abschälen mit derselben leicht los (*Salices*). Wie das Xylem zeigt auch das Phloëm der Bäume Jahreslagen, die indess immer beträchtlich schmäler sind als erstere (darauf beruht die technische Verwerthung mancher Bastarten [*Broussonetia papyrifera*] als Schreib- und Zeichnenpapier [China]).

[3]) Bei *Styloceros Kunthea* nach Dippel Quadratoktaëder, wie sie bei *Orchideen, Liliaceen* etc. in Rinde und Mark so ausserordentlich häufig auftreten.

[4]) Prantl, R. „Flora." 1876. *pag.* 311 ff.

Bastparenchym und den Siebröhren zusammen als Weichbast[1]) (bei den *Gymnospermen* vorherrschend) dem eigentlichen echten

Fig. 254.



A Querschnitt durch den Stamm von *Polypodium phymatodes*. Die kleineren dunklen Punkte sind Sclerenchymbündel. — *B* Vergrösserung 315. Querschnitt durch ein Gefässbündel von *Polypodium phymatodes*; *g* die Schutzscheide, *p* Phloëm-, *b* Xylemtheil des Fibrovasalstranges. — *C* Fibrovasalstrangskelet von *Blechnum boreale*, *a* Blattspuren.

[1]) Nach Naegeli ist das Cambiform das letzte Product des Cambiums, das sich von demselben nur dadurch unterscheidet, dass die Theilung aufgehört hat.

Baste gegenüber, der aus Bastfasern besteht. Genauere Untersuchungen über das Bastparenchym fehlen.

Die Bastfasern (Fig. 152, *pag.* 253) sind dickwandige, meist deutlich geschichtete (Chinarinden) und gestreifte (*Vinca*, *Urtica*, *Nerium*, *Brugmannsia*), spindelförmige, selten abgestutzte (*Cacteen*, *Euphorbien*) Elemente mit rechtsläufigen, spaltenförmigen, schief gestellten Poren.

Bei Pflanzen, die nur Ein primäres Bastfaserbündel bilden (*Betula*, *Fagus*, *Platanus* [Fig. 259 bei b^1]), stellen sie zusammenhängende, durch die Markstrahlen (*d* in Fig. 259) getrennte Gruppen dar; bei anderen, die jährlich oder öfter ihren Basttheil nachbilden, erscheinen sie als radial angeordnete, ein- oder mehrzellige Reihen (Fig. 250, *b*, b^1, b^2 und Fig. 260*B*, *b*, b^1), oder, gegen die Rinde sich auskeilende, von Parenchym durchzogene Gruppen (*Bignonia*, *Tilia* [besonders schön]), oder sie bilden regelmässige oder unregelmässige Gruppen oder Bündel (*Dicotylen*)[2]), die mit Weichbast abwechseln (*Vitis*), oder kommen endlich auch ganz vereinzelt in Basttheile vor (*Asclepias*, *Brugmannsia*, *China*, *Hoja*, *Solanum tuberosum*); oft sind sie ausserordentlich reichlich vorhanden (*Lagetta*, *Tilia*), oft fehlen sie ganz (*Cucurbita*), auch fächern sie sich häufig durch nachträgliche Wände (*Aesculus*, *Platanus*, *Tamarix*, *Vitis*)[3]). Bei den *Cycadeen* stehen sie in kleineren oder grösseren Gruppen beisammen; bei den *Coniferen* fehlen sie theils ganz (*Pinus*, *Abies*, *Picea*), oder kommen nur vereinzelt, in unbestimmter (*Larix*), oder genau bestimmter Stellung vor (*Cupressineen*, *Taxineen*).

Bezüglich der Siebröhren endlich (Fig. 157 und Fig. 162) ist auf das, bereits an anderem Orte (*pag.* 257 ff.) Erwähnte hinzuweisen.

Prantl bezeichnet es als ein neutrales Gewebe, gleichsam Procambium, das, ohne Xylem oder Phloëm zu werden, in Dauerzustand übergegangen ist, und diesen neutralen Charakter zeitlebens beibehält. Bei den Farnen ist es in grosser Menge vorhanden (Russow's Geleitzellen). Aus dem Umstande, dass es Stränge gibt, die nur Gefässe im Centrum besitzen, aber keine Bastzellen, schliesst er („Unters. z. Morphol. d. Gefässkryptogamen." I. 1875), dass phylogenetisch das Auftreten des Xylems dem des Phloëms vorangehe.

[2]) Da ist die Mittellamelle zusammenstossender Bastfasern meist verholzt, oder cuticularisirt, oder von gallertiger Beschaffenheit (*Kryptogamen*, *Coniferen*, *Cytisus*).

[3]) Oft sind die Bastfaserbündel bei ihrem Längsverlaufe im Stamme geschlängelt, und die so gebildeten, mehr oder weniger gestreckten Spalten werden von den Enden der aus dem Holze kommenden Markstrahlen ausgefüllt. Wird dieses Füllgewebe durch Maceration etc. zerstört, so bleibt dann der Bast als äusserst zierliches, aus länglichen Maschen gebildetes, netzartiges Gewebe zurück (*Lagetta lintenaria*, von welcher es zu Manchetten, Krägen etc. benützt wird).

Sämmtliche Elemente des Bastes können übrigens auch im Rindenparenchym sowie im Marke auftreten, und zwar bald gruppenweise, bald isolirt.

Zu dem Xylem- und Phloëmtheile des Fibrovasalstranges tritt bei den offenen Strängen der *Coniferen* und *Dicotylen* noch

C. das Cambium, das, zwischen beiden gelegen, fortwährend einerseits neue Phloëm-, anderseits neue Xylem-Elemente erzeugt, und seine meristematische Beschaffenheit dauernd beibehält (Fig. 72 *d*, Fig. 250 *c* und Fig. 259 bei *c*).

Die Gestalt der Cambiumzellen ist im Allgemeinen eine prosenchymatische [1]), und sie theilen sich durch tangentale Wände in die eben besprochenen Elemente des Xylems und Phloëms [2]). In ihren ersten Zuständen sind Holzzellen und Gefässe nicht von einander zu unterscheiden, doch wächst die junge Vasalzelle bald kräftig heran und drückt ihre Nachbarzellen zusammen, so dass sie ihr Lumen völlig verlieren, aber niemals collabiren können [3]).

Nach Sanio's Untersuchungen [4]) ist das Hauptgesetz bei der Umbildung des Cambiums in Holz und Bast das folgende:

Es verbleibt entweder von den beiden, durch tangentale Theilungen der Cambium-Mutterzelle entstandenen Tochterzellen die obere als Cambium-Mutterzelle, während die untere, sich noch einmal tangental theilend, als Zwilling zum Holze übertritt, oder es verbleibt die untere als Cambium-Mutterzelle, während sich die obere noch einmal theilt und als Zwilling zum Baste übertritt. Indem beide Fälle mit einander abwechseln, entstehen nach Aussen Zellzwillinge für den Bast, nach Innen für das Holz. Ist aber nur Eine Mutterzelle für jede Holz- und Bastreihe vorhanden, so kann diese nach-

---

[1]) Mit Ausnahme der Mutterzellen der Markstrahlenzellen. — Nach Velten's Beobachtungen („Botan. Zeit." 1875, *pag.* 809 ff.) an krautartigen Pflanzen (*Malvaceen, Crassulaceen*) ist die Grundform der Cambiumzellen „als ein stehendes, rechteckig vierkantiges Prisma mit beiderseits aufgesetztem liegenden Prisma, oder falls die Cambiumzelle dem Abschnitte eines gedrückten Cylinders sich nähert, als ein liegendes zweikantiges Prisma mit gebogenen Seitenflächen, dessen Längsschnitt senkrecht zur Axe des Stammes steht, anzusehen." Der Querschnitt zeigt daher den Durchschnitt eines rechteckigen Prisma's, der Radialschnitt die radial gestellte Querkante, der Tangentialschnitt die Zuspitzung der Zellen. Die Cambialfasern laufen daher nicht in eine Spitze, sondern in eine scharfe Kante aus, und ihr Spitzenwachsthum tritt erst in einem späteren Stadium ein.

[2]) Bei unseren Waldbäumen bildet das Cambium im Winter eine einzige Zellschicht.

[3]) Müller, N. J. C. („Botan. Unters." IV. Heft) nahm das an.

[4]) „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." IX. *pag.* 60 ff. — Vergl. auch Hartig, Th. „Botan. Zeit." 1853. *pag.* 572 ff. und „Sitzungsber. d. k. Akad. d. Wiss. in Wien." 1870. Maiheft.

träglich nur in der Weise thätig sein, dass von den beiden, durch eine jeweilige, tangentale Theilung entstandenen Tochterzellen die obere zum Baste übertritt und die untere als Mutterzelle des Cambiums weiter fungirt, oder dass umgekehrt die untere von den Tochterzellen zum Holze übertritt, die obere dagegen die Rolle einer Mutterzelle des Cambiums weiter führt. Da auch hier beide Fälle mit einander abwechseln, muss nach Aussen und nach Innen Dauergewebe gebildet werden, welches sich einerseits zum Baste, andererseits zum Holze ausbildet.

Der Inhalt der Cambium- sowie der aus ihnen gebildeten jungen Holz- und Bastzellen ist protoplasmatisch, doch fehlen ihm stets körnige Bildungen, wie Stärke, Chlorophyll etc., wenn dieselben auch später öfters in ihnen auftreten [1]).

§. 49. Vertheilung und Bau der Gefässbündel [2]).

Den Pilzen, Algen und Flechten fehlen die Fibrovasalstränge gänzlich; erst im Stamme der Moose [3]) — und auch da nicht überall — treten sie als ein von Grundgewebe mehr oder weniger scharf abgesetzter, centraler Gewebskörper auf, der bei den Lebermoosen (*Marchantien*, *Jungermannien*) indess lediglich aus langgestreckten Zellen besteht, also die denkbar einfachste Form eines Gefässbündels darstellt. Etwas entwickelter finden wir die Fibrovasalstränge bei den Laubmoosen, doch fehlen sie auch hier den *Sphagnen*, *Barbula*, *Fontinalis*, *Amblystegium* etc. noch vollständig; die Axe besteht lediglich aus Grundgewebe, das allmälig in ein peripherisches Hautgewebe übergeht (Fig. 205). Bei anderen (*Hypnum*, *Climacium*, *Webbera*) erscheint der Gefässbündel als centraler, aber kaum vom übrigen Stammgewebe abgegrenzter Strang, der sich bei *Bryum* (Fig. 198) u. A. zwar vollständig vom Grundgewebe gesondert

---

[1]) Interessant scheint die Beziehung der Gestalt des Cytoblasten zu der der Zelle. Bei *Gunnera chilensis* tritt das nach Pfeffer („Morphol. Abhandl." Leipzig 1873. *pag.* 66) besonders hervor. In den lang zugespitzten Prosenchymzellen das Phloëms ist er langgestreckt, oft stäbchenförmig, seine Enden in Spitzen ausgezogen; in den parenchymatischen, je nach deren Weite, schmal und stäbchenförmig, aber mit abgestutzten Enden, oder oval etc.; dabei scheint seine Gestalt entwicklungsgeschichtlich stets gleichen Schritt zu halten mit derjenigen der Zelle und nicht erst nachträglich (etwa durch Hin- und Herwandern) sich auszubilden.

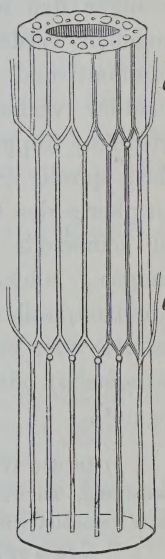
[2]) Selbstverständlich handelt es sich hier vorwiegend um die Vertheilung in Stamm und Wurzel; bezüglich der Blattorgane, sowie weiteren Details vergl. Band II.

[3]) Unger, F. „Sitzungsber. d. k. Akad. d. Wiss. in Wien." XLIII. *pag.* 497 ff. Dippel, L. „Das Mikroskop." II. Braunschweig 1872. *pag.* 187 ff.

hat, aber auch hier noch aus völlig gleichwerthigen Zellen besteht. Bei manchen Laubmoosen sehen wir aber bereits in dem noch immer einfachen, centralen Gefässbündel die erste Differentiirung in zwei von einander verschiedene Zellformen auftreten. Sein mittlerer Theil besteht nämlich entweder aus zartwandigen, polygonalen Zellen, die von derbwandigen, mehr weniger gelblich tingirten, mit stark geneigten Querwänden versehenen Zellen umgeben werden (*Mnium*), oder aus dickwandigen, tingirten Elementen, die von zartwandigen Zellen umschlossen werden und gegen das Grundgewebe sich durch eine oder zwei intensiv (schwarzbraun) gefärbte Zellschichten (Schutzscheide) abgrenzen (*Polytrichum*).

Im Allgemeinen kann der axile Fibrovasalstrang des Moosstammes *in toto* oder doch vorwiegend aus sehr zartwandigen, englumigen (*Grimmia, Funaria, Mnium, Bryum*), oder aber aus derbwandigen Zellen bestehen (*Atrichum, Dawsonia, Dicranum, Polytrichum*), auch können neben einem axilen Gefässbündel noch ausser der Axe stehende vorkommen, die zu den Blättern verlaufende Stränge (Blattspuren) darstellen (*Dawsonia, Polytrichum commune, Splachnum luteum, Voitia nivalis*).

Fig. 255.



Schema des Gefässbündelverlaufes der *Equiseten*. *a* Stengelknoten.

Bei den *Equisetaceen* stehen die Gefässbündel in einem Kreise um die centrale Stengelhöhle [1]) (Fig. 195 *A*), und zwar alternirend mit den Lufthöhlen der Rinde [2]). Sie sind bereits hoch entwickelt und bestehen aus einem der Stengelperipherie zugewendeten Phloëmtheile (Fig. 195 *B*), der vorwiegend aus dünnwandigem, engem, stärkeführendem Bastparenchym sich zusammensetzt, zwischen welchem in Gruppen von zwei und drei die Siebröhren eingesprengt liegen, während die Aussenseite durch eine continuirliche Schicht oder durch Gruppen von Bastfasern eingenommen wird, die nicht selten einseitige Verdickung zeigen. Ihr nach dem Stamminnern gerichteter Xylemtheil besteht aus Gefässen [3]), deren einzelne fast immer in die den grössten Theil des Gefässbündels einnehmende sogenannte wesentliche Lufthöhle (*pag.* 301) hineinragen (*l* in Fig. 195 *B*), während zwei andere Gefässgruppen (*G* in

[1]) Entstanden durch Resorption des Markgewebes.

[2]) Ihre Zahl ist gleich der Anzahl der Stengelleisten, resp. der je einem Knoten zugehörigen quirlständigen Aeste.

[3]) Ring-, spiral- oder netzförmig verdickt.

Fig. 195 *B*) zu beiden Seiten des Fibrovasalstranges nach der Rindenseite hin liegen, ferner aus langgestreckten, stärkeführenden Holzparenchymzellen, welche entweder im Umfange der wesentlichen Lufthöhlen gelagert sind, oder die Verbindung zwischen den äusseren und inneren Gefässgruppen darstellen [1]).

Die Gefässbündel der *Equiseten* treten je einer (*a* in Fig. 255) aus den Zipfeln der das nächst obere Internodium umfassenden Blattscheide, verlaufen dann geradlinig bis zum nächsten Internodium und gabeln sich dort in zwei Aeste, die mit den zwei benachbarten Fibrovasalsträngen des nächst unteren Internodiums, dort, wo diese ihrerseits aus den Scheidenzipfeln herabsteigen, in Verbindung treten [2]).

Die Axe der *Lycopodien* [3]) besitzt entweder einen einzigen (*Lycopodium*) oder mehrere Fibrovasalstränge (*Isoëtes*), welche das Centrum derselben einnehmen und oft (*Selaginella*) von einem eigenthümlichen Schwammgewebe, das wie Strebepfeiler in einzelnen Strängen den Rindenkörper mit dem Gefässbündelstrange verbindet, umgeben werden. Ihr Xylemtheil, der das Centrum des Stranges einnimmt und in der Regel aus mehreren getrennten oder mit einander verbundenen Xylembändern besteht, zeigt, nach Innen gelegene, treppenförmig, und nach Aussen gelegene, treppenförmig oder spiralig verdickte Gefässe (Tracheïden), und die ganze Peripherie des Gefässbündels wird vom Phloëmtheile eingenommen, der seinerseits als Grundmasse derbwandiges, langgestrecktes, englumiges, stärkeführendes Bastparenchym zeigt, in welchem vereinzelt, reihenweise, oder in Gruppen die entweder weiten (*Lycopodium*) oder engen Siebröhren (*Selaginella*), und weiter vereinzelte (*Selaginella*) oder in Gruppen angeordnete Bastfasern (*Lycopodium*) liegen [4]).

---

[1]) In der Wurzel der *Equiseten* findet sich ein einziger, centraler Fibrovasalstrang, bei welchem die Gefässe in der Mitte liegen, oft nur ein einziges, das später resorbirt wird (Schacht) und dann einen Luftgang bildet.

[2]) Cramer, C. „Pflanzenphys. Unters." von Naegeli und Cramer. III. 1855. — Pfitzer, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik." VI. *pag.* 297. — Sachs, J. „Lehrbuch." 1874. *pag.* 392. — Dippel, L. „Das Mikroskop." II. *pag.* 350, u. A.

[3]) Mohl, H. „Verm. Schriften." *pag.* 122 ff. — Hofmeister, W. „Abhandl. d. k. sächs. Ges. d. Wiss." I. 1852. *pag.* 124 ff. IV. 1855. — Braun, A. „Monatsber. d. Berliner Akad. d. Wiss." 1863, etc.

[4]) Die kurzen, rundlichen, locker verbundenen Spiral- und Netzfaserzellen des Xylems von *Isoëtes lacustris* sind wohl (nach Sachs) nur die inneren Anfänge der dicht gedrängten Blattstränge, so dass hier kein stammeigener Strang vorhanden wäre. Das Dickenwachsthum des Stammes wird (nach Russow) durch einen Meristemring bewirkt, der aus dem inneren Rindengewebe hervorgeht. Ein noch

Nach Sachs [1]) kann man (entgegen Hegelmaier) den axilen, stammeigenen, nach Aussen von einer Schutzscheide [2]) umgebenen Gefässcylinder [3]) der *Lycopodiaceen* für mehrere, unter sich verschmolzene, Fibrovasalstränge auffassen.

Die Farne [4]) zeigen an schwachen Stämmen (*Hymenophyllaceen* [5]) einzelne, axile Fibrovasalstränge; bei dickeren bilden die entweder runden [6]) (Fig. 254 *A*) oder bandförmigen [7]) (Baumfarne), durch Anastomosen zu einem Netzwerke verbundenen Fibrovasalstränge (Fig. 254 *B*), einen Kranz um ein centrales Mark, und stellen so ein Stammskelet dar, das sich entweder vorwiegend aus Blattspuren zusammensetzt (*Pteris aquilina*, *Phegopteris*-Arten), zwischen denen Querstränge auftreten, oder dessen dickere Stränge sämmtlich stammeigene sind. Nur selten (*Pteris*, Baumfarne) verlaufen auch im Marke isolirte Gefässbündel.

In der Regel (exc. *Osmunda*) ist jeder Strang von einer deutlichen Schutzscheide umgeben (*g* in Fig. 254 *B*), die aus sclerenchymatischen, braunwandigen, entweder auf der dem Fibrovasalstrange zugekehrten (*Platycerium*), oder ihr abgewendeten Seite (*Blechnum brasiliense*) stark verdickten Zellen besteht [8]). Der Holztheil der Farngefässbündel (*b* in Fig. 254 *B*) bildet die Mitte des Stranges und besteht aus langgestrecktem Holzparenchyme und spindelförmigen, langgestreckten Tracheïden, denen sich manchmal echte

---

stärkeres Dickenwachsthum wie *Isoëtes* zeigten nach Williamson („Philos. Trans." 1872) die *Lepidodendren* der Steinkohlenschichten.

[1]) „Lehrbuch." 1874. *pag.* 460.

[2]) Bei *Selaginellen* und *Isoëtes* ist das Phloëm von einer aus 2—3 Parenchymschichten gebildeten Scheide umgeben, der aber die welligen Seitenwände fehlen. (Vergl. §. 56.)

[3]) Er lässt sich im procambialen Zustande bis dicht unter die Scheitelzelle, über die jüngsten Blattanlagen hinaus, verfolgen; erst tiefer treten die aus den Blättern abgehenden Stränge mit ihm in Verbindung (*Lycopodium*).

[4]) Die *Rhizocarpeen* zeigen den Farnen analoge Verhältnisse. — Mohl, H. „*De struct. caud. fil. arbor.*" München 1827. — Unger, F. „Denkschr. d. Wiener Akad." VI. 1853. — Hofmeister, W. „Abh. d. k. sächs. Ges. d. Wiss." V. 1857. — Reichardt, W. „Denkschr. d. Wiener Akad." XVII. 1859. — Stenzel, C. „*Nov. act. acad. C. L. N. C.* V." XXVI. *P.* I. — Russow, E. „Vergl. Unters." Petersburg 1872. — Dippel, L. „Mikroskop." II. *pag.* 198 ff. — Sachs, J. „Lehrbuch." 1874. *pag.* 432 ff. — Conwentz, H. „Sitzungsber. d. k. Ges. d. Wiss. zu Göttingen." 1875 (Juni). — Strassburger, E. „Ueber Azolla." Jena 1873, etc.

[5]) Prantl, R. „Unters. z. Morph. d. Gefässkrypt." I. 1875.

[6]) Im Querschnitte.

[7]) Mit nach Aussen gekrümmten Rändern.

[8]) Nicht selten (*Pteris*) findet sich innerhalb der Schutzscheide, am Umfange des Phloëms, eine mehrschichtige, von Russow auch zum Grundgewebe gerechnete Lage stärkeführender Zellen.

Gefässe zugesellen. Die älteren (engen) sind ringförmig oder spiralig, die weiteren treppenförmig verdickt (Fig. 171). Wo sie nicht an ihresgleichen grenzen, haben sie spaltenförmige Poren mit rundem Hofe, und ihre Querwände sind stets leiterförmig durchbrochen. Das Holzparenchym liegt oft zwischen den Tracheïden, oder grenzt sie als geschlossene Schicht vom Phloëme ab, ist gestreckt und führt meist Stärke. Wo es an gleiche Elemente grenzt, zeigt es glatte Wände, an Gefässe stossend, seichte, geschlossene, unbehofte Poren. Der Phloëmtheil (*p* in Fig. 254), welcher das Xylem umgibt, besteht grösstentheils aus dünnwandigem Bastparenchym, zwischen welchem weite, einen feinkörnigen Inhalt oder Luft führende Siebröhren liegen, nahe der Schutzscheide endlich aus einer, zumeist ununterbrochenen, Reihe oder aus Gruppen, oft tonnenförmig (Baumfarne) angeschwollener Bastfasern.

Bei den *Phanerogamen* setzt sich das Gefässbündelskelet des Stammes fast durchwegs aus sogenannten gemeinsamen Strängen zusammen, d. i. aus Gefässbündeln, deren unterer Theil im Stamme verläuft, während ihr oberer in ein Blatt ausbiegt [1]). Ersteren hat Hanstein [2]) als Blattspur bezeichnet. Ausser diesen Blattspursträngen kommen aber häufig stammeigene, d. i. nicht in ein Blatt ausbiegende, sondern nur in der Axe verlaufende Fibrovasalstränge vor, die entweder im Marke liegen können, und gleich unter dem Vegetationspunkte angelegt werden (*Begonien* [Fig. 262 *c*], *Piperaceen*, *Cucurbitaceen*, *Papaveraceen*, *Primulaceen*, *Crassulaceen*, *Nymphaeaceen*, *Cycadeen*), oder aber erst später an der Peripherie des Stammes (*h'* in Fig. 263 *A*), ausserhalb der Blattspuren (*h* in Fig. 263 *A*) sich bilden (*Dracaenen*, *Menispermeen*). Endlich sind noch sogenannte Anastomosenstränge vorhanden, die entweder horizontal verlaufen und das Flechtwerk in den Stengelknoten hervorbringen (*Gramineen* etc., Fig. 256 *A*), oder daselbst gürtelförmige Verbindungen zwischen den Blattspuren herstellen (*Gunnera*, *Sambucus*, *Rubiaceen*, *Compositen* etc., Fig. 256 *B*) [3]).

---

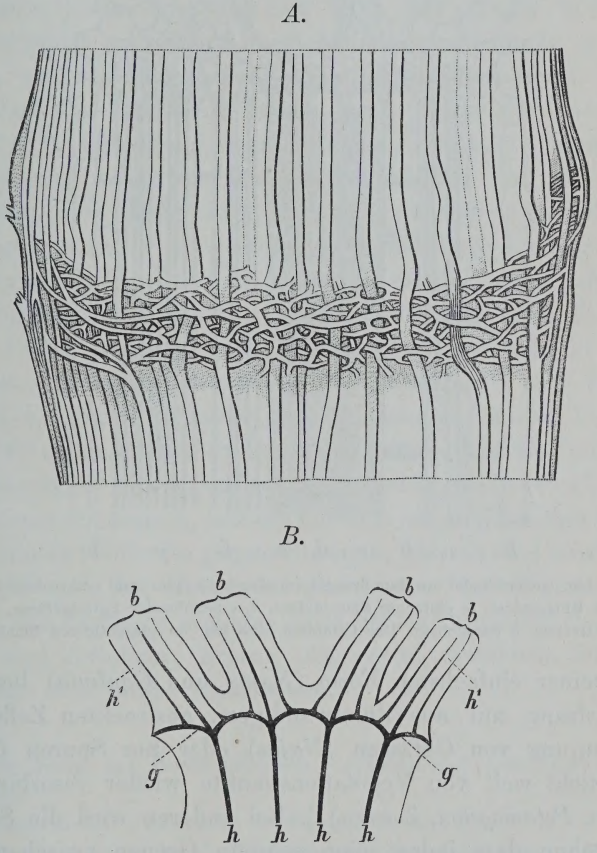
[1]) Im einfachsten Falle biegt nur Ein Strang in's Blatt (*Coniferen*: „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik." VI. *pag.* 55), oder aber mehrere (mehrsträngige Blattspuren). In der Regel sind die Blattspuren an der Stelle, wo sie in das Blatt ausbiegen, etwas stärker, und lassen sich im Stamme nach abwärts durch ein oder mehrere Internodien verfolgen, bis sie endlich entweder frei im Grundgewebe enden, oder — und das ist der gewöhnliche Fall — sich an einen älteren Blattspurstrang anlegen und mit ihm verschmelzen, indem sie sich entweder zwischen die oberen Theile desselben einschieben, oder, seitwärts biegend, sich an denselben anlegen, oder endlich sich in zwei Aeste theilen, die mit älteren Blattspuren anastomosiren.

[2]) „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik." I. *pag.* 242.

[3]) Hanstein, J. „Abhandl. der Berliner Akad. der Wiss." 1858. *pag.* 76 ff.

Durchwegs geschlossene (cambiumlose) Gefässbündel, wie bei den *Kryptogamen*, finden wir unter den *Phanerogamen* nur bei den *Monocotyledonen* (Fig. 257 und Fig. 258). Macht man einen Stammquerschnitt durch eine solche Pflanze, so sieht man die Fibrovasalstränge ordnungslos im Grundgewebe zerstreut, und zwar desto

Fig. 256.



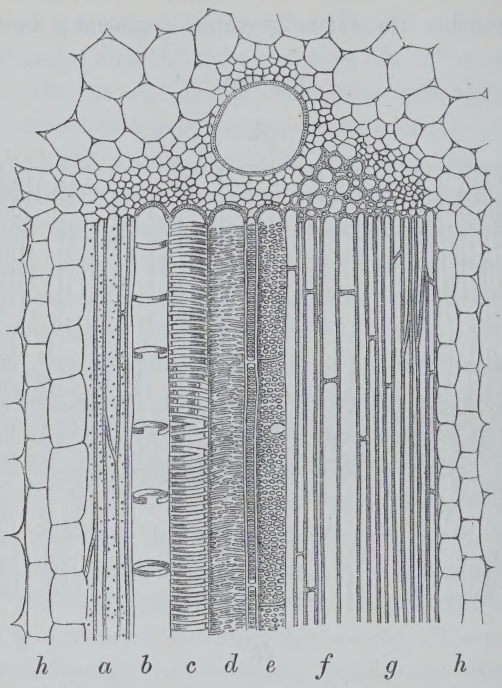
A Gefässbündelverlauf im Stengelknoten von *Zea Mais* (macerirt). — *B* von *Galium rubioides*, in *g* die Gürtelverbindungen der Blattspuren (*h*), welche in die vier Laubblätter (*b*) abbiegen, zeigend; *h'* in die Blätter abbiegende Nebenstränge.

zahlreicher, je älter der Stammquerschnitt ist; gegen die Mitte zu werden sie immer grösser und stehen zerstreuter, gegen die Rinde zu immer kleiner und dichter zusammengedrängt (Fig. 258) [1]), ver-

[1]) Daher ist bei den *Monocotyledonen* das dichteste und härteste Holz gegen die Stammperipherie zu gelegen, während es bei den *Dicotyledonen* zunächst dem Marke liegt.

lieren sich manchmal im Centrum des Stammes völlig und bilden dann ein oft mit Stärke gefülltes Mark (Sagopalme) [1]).

Fig. 257.



Vergrösserung 300. Gefässbündel aus dem Stengel von *Zea Mais*. Quer- und senkrechter Durchschnitt *a* Holzzellen, *b* Ringgefässe, *c* einfaches Spiralgefäss, *d*, *e* netzförmige Spiralgefässe, *f* Siebröhren, *g* Bastzellen, *h* Parenchym. Das Cambium fehlt hier im ausgebildeten Bündel.

In seiner einfachsten Form (*Najas* und *Caulinia*) besteht der Fibrovasalstrang nur aus dünnwandigen, gestreckten Zellen, ohne jede Andeutung von Gefässen (*Najas*), oder nur Spuren derselben, die aber nicht weit von Vegetationspunkte wieder resorbirt werden (*Hydrilleen*, *Potamogeton*, *Zostera*) [2]). Bei anderen wird die Sonderung schärfer, ohne dass indess eine schroffe Grenze zwischen Grundgewebe und Fibrovasalsträngen da wäre, besonders da ersteres bei

[1]) Bei *Alpinia nutans*, *Cyperus Papyrus* etc. treten, wie bei den isolirten Gefässbündeln vieler *Dicotylen*, die Elemente des Phloëms und Xylems durch schmälere oder breitere Parenchymzellenstränge mit einander in directe Verbindung, so dass sie einen geschlossenen, die übrigen Bestandtheile des Fibrovasalstranges umgebenden Kreis bilden.

[2]) Nach Sanio („Bot. Zeit." 1864, *pag.* 223; 1865, *pag.* 184) haben sie einen stammeigenen Fibrovasalstrang, der sich continuirlich verlängert, während die blatteigenen Stränge erst nachträglich sich mit ihm verbinden (ähnlich bei einigen dicotylen Wasserpflanzen).

Monocotylen oft gerade wie typische Bastfasern ausgebildet ist (*Asparagus, Typha, Orchideen, Liliaceen*).

In der Regel aber (Fig. 257) werden die beiden Enden der scharf abgesetzten *Monocotylen*-Gefässbündel im Querschnitte von einem deutlichen Bast- (der Rinde zu) und Holztheile (dem Stammcentrum zu) eingenommen, ohne dass diesen andere Zellelemente beigesellt wären. Der Phloëmtheil (Fig. 257 *g*, *f*, und Fig. 258 *p*) besteht nach Aussen [1]) aus Bastfasern (Fig. 257 *g*), die in der Regel scharf zugespitzt und stark verdickt sind, und deren geschichtete Membran von zahlreichen, spaltenförmigen, feinen Poren durchsetzt wird [2]). Auf die Bastfasern folgen nach Innen die Siebröhren (Fig. 257 *f*) [3]), untermengt mit Bastparenchym, dessen Wände nicht oder nur wenig verholzen, glatt bleiben und das als Inhalt Stärke führt. Der Holztheil enthält Gefässe (Fig. 257 *b*, *c*, *d*, *e*), theils umgeben, theils untermengt mit porös verdicktem Holzparenchym, ferner Holzfasern, die stets verholzt, mehr oder weniger dickwandig und mit spärlichen, zerstreuten, länglich runden, schwach behoften Poren versehen sind. Von den Gefässen sind in der Regel die zuerst gebildeten (ältesten): Ring-, Spiral- und Netzgefässe (Fig. 257 *b*, *c*, *d*), die später sich differenziirenden: Porengefässe (Fig. 257 *e*) [4]). Das Bastparenchym (Cambiform) und die Gefässe liegen beim monocotylen Fibrovasalstrange entweder collateral, und dann bildet ersteres die äussere, letztere mit dem sie umgebenden Holzparenchym die innere Hälfte des ganzen Stranges, oder sie sind concentrisch angeordnet, und das Bastparenchym nimmt das Centrum ein und wird von den Gefässen wie von einer Scheide umgeben (unterirdische Rhizome und Zwiebeln: *Acorus, Asparagus, Fritillaria, Iris, Lilium*); Uebergänge sind indess nicht selten.

---

[1]) Bei *Yucca* und *Pandanus* (nach Falkenberg) nach Innen des Fibrovasalstranges.

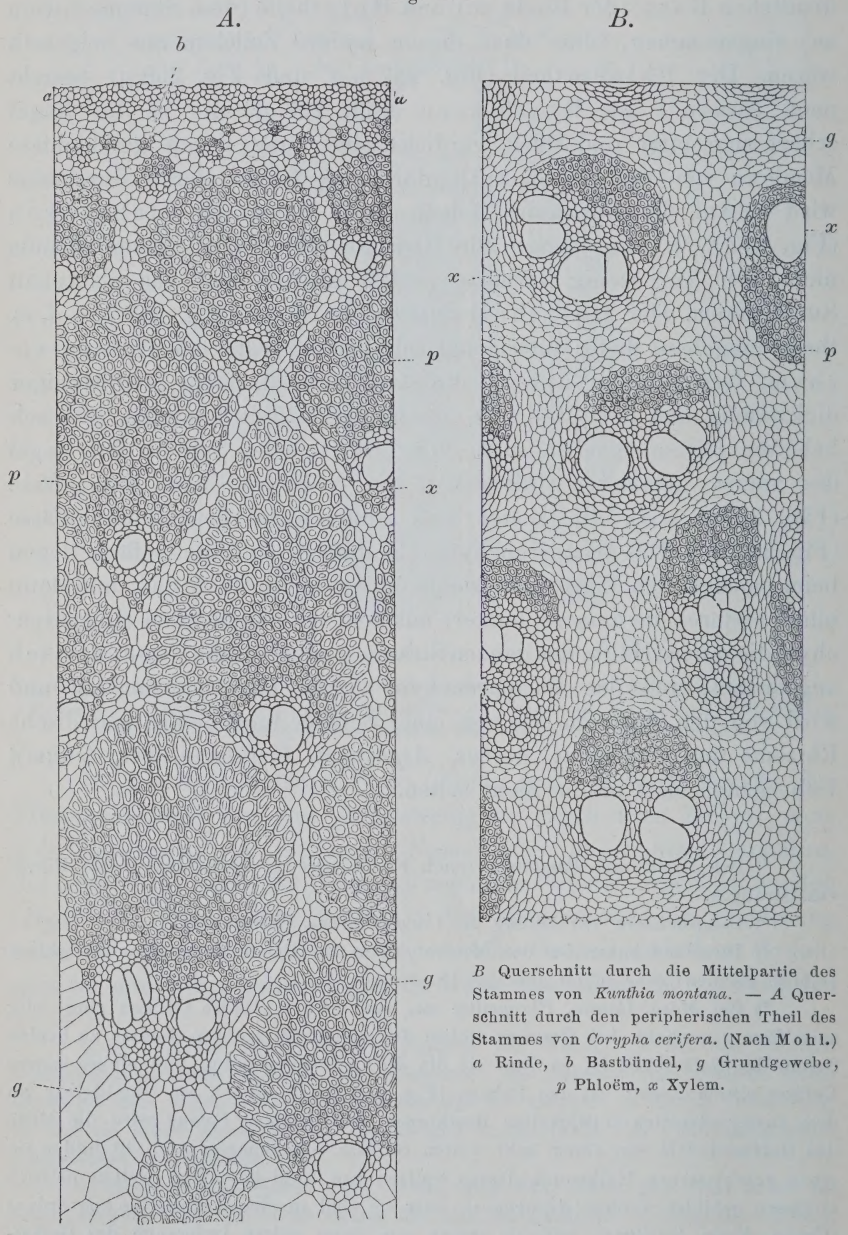
[2]) Complicirtere Verdickung bei *Caryota urens, Calamus* etc.

[3]) Dieselben haben bei den *Monocotylen* in der Regel fast horizontale, selten (einige Palmen) sehr schief geneigte Querwände.

[4]) Bei *Musa, Canna, Phragmites* etc. sind sämmtliche Gefässe ring- oder spiralförmig verdickt; bei *Gunnera* stehen die weiten (2) porösen Gefässe zu beiden Seiten des Gefässbündels, so dass sie die Holzparenchymzellen und einige engere Gefässe einschliessen; bei den Palmen (Fig. 258 *A*, *B*) stehen sie unmittelbar an dem ausserordentlich entwickelten Bastkörper; bei *Calamus Rotang* wird die Mitte des Gefässbündels von einem sehr weiten Gefässe eingenommen etc. Oft bilden sie einen geschlossenen Halbmond, dessen Spitzen von zwei besonders weiten porösen Gefässen gebildet werden (*Asparagus*), oder sie sind in einer Längsreihe angeordnet (*Canna, Musa, Strelitzia*), oder sie stehen vor einem weiten Luftgange des Gefässbündels (*Caladium, Xanthosoma*) u. s. w.

Was den Verlauf der Gefässbündel betrifft, so dringt jeder aus einem Blatte in den Stamm tretende Fibrovasalstrang (*a* in Fig. 258 *C*) zuerst tief in dessen Inneres ein[1]), wendet

Fig. 258.



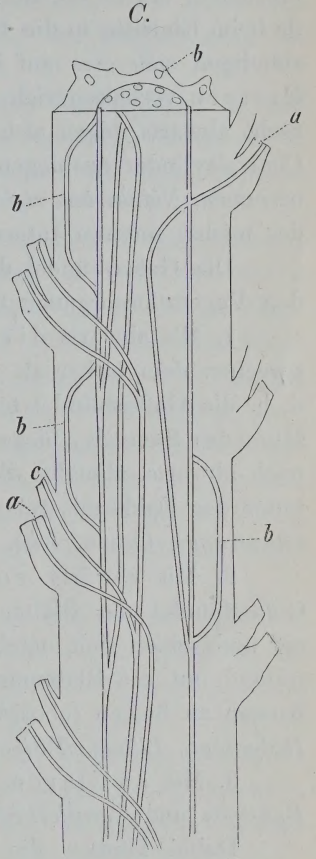
B Querschnitt durch die Mittelpartie des Stammes von *Kunthia montana*. — *A* Querschnitt durch den peripherischen Theil des Stammes von *Corypha cerifera*. (Nach Mohl.) *a* Rinde, *b* Bastbündel, *g* Grundgewebe, *p* Phloëm, *x* Xylem.

[1]) An dieser Biegung ist der Strang meist am dicksten und entwickeltsten.

sich dann langsam wieder nach Aussen, nähert sich der Peripherie [1]) und verläuft — bei langgestreckten Internodien (*Gramineen* etc.) — dann nahezu parallel mit den anderen Bündeln im Stamme. Je näher der Strang der Stengeloberfläche ist, desto mächtiger ist an seiner äusseren oder inneren Seite der Basttheil [2]); beim weiteren Verlaufe in's Stengelinnere verliert er sich immer mehr [3]). Nur selten (*Asparagus, Scirpus*) enden die Fibrovasalstränge blind in dem umgebenden Grundgewebe — die Cambiform und Gefässe nehmen immer mehr ab, endlich verschwinden letztere ganz, und der Strang, wenige Cambiform breit, endet — sondern es legen sich in der Regel die Stränge an ältere an, laufen eine Strecke weit mit ihnen abwärts und verschmelzen dann mit ihnen [4]). Die Vereinigung kann an der Peripherie oder in der Mitte des Stengels erfolgen, doch beschränkt sich jede der beiden Arten meist auf bestimmte Pflanzen oder sogar auf bestimmte Sprossabschnitte [5]).

Unter den Blattspursträngen der Rinde muss man solche unterscheiden, die während ihres ganzen Verlaufes im Stengel der Rinde angehören, und solche, die dem Centralcylinder entstammen und auf kürzerem oder längerem Wege durch dieselbe in ein Blatt aus-

Fig. 258.



C Schema des Strangverlaufes von *Ruscus Hypoglossum*; *b* stammeigene Stränge in den Stengelkanten, *a* Blattspuren, *c* Stränge der blattähnlichen Achselsprosse. (Nach Falkenberg.)

[1]) Ein Querschnitt (Fig. 258 *A*, *B*) trifft also stets Bündel von verschiedener Dicke und Ausbildung, da ihr Bau, wie wir später unten sehen werden, in verschiedenen Höhen ihres Verlaufes wechselt.

[2]) Die Festigkeit eines Cylinders ist nach Schwendener desto grösser, je mehr die mechanischen Zellen (Bast) von seiner Axe entfernt sind.

[3]) Falkenberg, P. „Vergl. Unters. üb. d. Bau d. Vegetationsorgane d. *Monocotyledonen.*“ Stuttgart 1876.

[4]) Coalitus nach Unger; endigen sie so, dass ihre Strangscheiden nur einer anderen Schutzscheide anliegen, also nur diese verschmelzen, nannte er es Symphysis.

[5]) Ersteres im Rhizome von *Epipactis* und *Hedychium*, letzteres in den oberirdischen Theilen beider Pflanzen; bei *Tradescantia* findet der Ansatz so statt,

biegen [1]). Letztere durchziehen oft fast horizontal die Rinde (*Asparagus, Dioscorea, Tradescantia*), oder nähern sich ganz allmälig der Stammoberfläche und brauchen mehrere Internodien, bis sie sie erreichen, um in ein Blatt zu treten. Oft (*Acorus, Typha*) haben sie da beim Eintritte in die Rinde einen sehr primitiven Bau und vervollständigen sich erst auf ihrem Wege nach aufwärts durch Gefässe. Erstere verhalten sich wie die Bastbündel und steigen fast senkrecht abwärts, legen sich mit ihren unteren Enden an die aus dem Centralcylinder ausbiegenden Fibrovasalstränge an (*Hedychium Gardnerianum, Nidularium rigidum*), oder sind den entsprechenden Strängen des nächst unteren Internodiums inserirt (*Zostera marina*).

Die Gefässbündel der krautartigen *Monocotylen* zeigen [2]) in den Vegetationsorganen folgende Typen ihres Verlaufes:

1. Mit abwärts divergirenden Fibrovasalsträngen: sie entsprechen dem bisher als normal angenommenen *Monocotylen*-Typus [3]), d. h. die Gefässbündel treten fast horizontal aus den Blättern in die Mitte des Stengels, biegen dann plötzlich nach unten und verlaufen nach abwärts, allmälig divergirend, bis sie unter einer ziemlich dicht unter der Epidermis gelegenen Schicht in verschiedener Weise enden (*Asparagus, Canna, Iris*).

2. Mit abwärts convergirenden Fibrovasalsträngen: die Gefässbündel der Blätter dringen, abwärts laufend, in die Stengel ein und setzen sich, nach und nach tiefer in das Innere derselben tretend, an die Blattspuren älterer Blätter an, ohne wieder nach Aussen zu biegen (oberirdische Theile von *Cephalanthera, Fritillaria, Hedychium, Lilium, Tulipa, Tradescantia*) [4]).

3. Mit axillarem Fibrovasalstrange (*Najadeen*, Rhizom von *Epipogon* und *Corallorhiza*) [5]).

Dabei können die Fibrovasalstränge der Achselsprosse sich auf dreierlei Weise an das Skelet des Hauptsprosses ansetzen:

---

dass die kurzen Gefässe, mit denen der jüngere Strang endet, den älteren Strang gewissermassen umklammern, so dass an der Insertionsstelle eine dauernde knotige Anschwellung verbleibt.

[1]) Niemals verlässt ein Fibrovasalstrang, der sich einmal dem Holzkörper angeschlossen hat, diesen weiter unten wieder, um in die Rinde zu gehen.

[2]) Falkenberg, P. „Botan. Zeit." 1874. *pag.* 732 ff.

[3]) Palmentypus von Mohl, H. „*De structura palmarum.*" Fol. München 1831.

[4]) Den Uebergang von 1 und 2 bildet *Dioscorea villosa*, wo jeder einzelne Strang nach seinem fast horizontalen Eintritte in den Stengel senkrecht abwärts läuft, bis er auf den horizontalen Theil des Fibrovasalstranges eines tiefer stehenden Blattes trifft und mit ihm verschmilzt.

[5]) Den Uebergang zwischen 2 und 3 bildet u. A. das Rhizom von *Epipactis palustris*. Die convergirenden Gefässbündel des oberirdischen Sprosses treten da zu

a) entweder sie treten, ohne einen Bogen durch das Innere des Centralcylinders zu beschreiben, sofort zwischen die oberflächlichen Stränge desselben (*Acorus*, *Scindapsus*), oder sie dringen bis in die Mitte des Centralcylinders und legen sich nach und nach an andere Gefässbündel des Hauptsprosses an (*Canna*, *Ruscus*, *Typha*), oder

b) sie dringen nicht abwärts in den Hauptspross ein und begleiten die Blattspurstränge, sondern verlaufen horizontal in der Gewebeplatte, an welche das Tragblatt des Achselsprosses inserirt ist (*Gramineen*), oder

c) das Skelet des Achselsprosses setzt sich im Stengelknoten in derselben Weise an den Hauptspross an, wie das Skelet eines höheren Internodiums an das nächst untere — die Blattspurstränge im Centrum treten mit den gleich gelegenen Blattspursträngen des Hauptsprosses in Verbindung, die peripherischen, stammeigenen setzen sich an die stammeigenen des Hauptsprosses.

Das Skelet der Nebenwurzeln (Beiwurzeln) complicirt das Stammskelet nur in den unteren Sprosstheilen (except. *Monsterineen*, *Nidularium*), die Stränge dringen aber nie in den Centralcylinder, bilden jedoch öfter ein völliges Netzwerk um die Fibrovasalstränge des letzteren.

Ausser den eben erwähnten Blattspuren und den Strängen der Achselsprosse und Nebenwurzeln, betheiligen sich am Skeletbaue der *Monocotylen* auch noch stammeigene Stränge. Sie kommen in Form kurzer Anastomosen zwischen den Blattspuren vor, zwei (*Fritillaria*, *Lilium*, *Tulipa*), oder mehrere (*Cephalanthera*, *Epipactis*, *Hedychium* und viele wasserbewohnende *Monocotyledonen*) derselben verbindend [1]), oder als selbstständige, parallel dem Stengel verlaufende Stränge (*Tradescantien*) [2]).

---

einer dicht gedrängten axilen Gruppe zusammen, deren Gefässe zu einer auf dem Querschnitte verschieden ausgebuchteten Cylinderlamelle sich vereinen.

[1]) Duval-Jouve. „*Mém. de l'acad. de Montpellier.*“ 1873. VIII. *pag.* 157.

[2]) Am vollkommensten bei einigen *Tradescantien* (*Tradescantia argentea*, *Crassula*), wo sie zu 8—12 am Umfange des Centralcylinders vertheilt sind, durch Ein, nur wenige auch in einem zweiten Internodium verlaufen und an ihrem Ende durch Anastomosen verbunden sind. Auf diesem Anastomosengürtel inserirt stehen die stammeigenen Stränge des nächst höheren Internodiums und zugleich die des Achselsprosses. Einfacher bei *Asparagus* und in der Rinde von *Ruscus Hypoglossum*, wo sie in den vorspringenden Stengelkanten verlaufen (*b* in Fig. 258 *C*) und ihre beiden Enden sich an peripherische Stränge des Centralcylinders ansetzen. Sie verschwinden mit der Stengelkante zugleich unterhalb einer Blattinsertion, und ober derselben treten mit neuen Stengelkanten neue Stränge auf. Endlich gehören hieher die stammeigenen Stränge, welche die secundäre Meristemschicht bei *Dracaena*, *Yucca* etc. etc. erzeugt. (Vergl. *pag.* 471.)

Im Knoten selbst kann das Geflecht der Gefässbündel entweder nur durch die Blattspurstränge gebildet werden, ohne Theilnahme von Anastomosen-, oder Nebenwurzel-, oder Achselsprossträngen (*Canna*, *Zea* [Fig. 256 *A*]), oder aber mit denselben (*Panicum*) [1]).

Bei allen untersuchten *Monocotyledonen* (except. *Canna*) findet sich in den Stengeln, durch eine dünnere oder dickere Grundgewebslage von der Oberhaut entfernt, eine Schicht langgestreckter, parenchymatisch endigender, verholzter Zellen [2]), ein Bastcylinder, der den Stengel in einen centralen und in einen peripherischen oder Rindentheil scheidet, und entweder alle Fibrovasalstränge bis zu ihrem Austritte in ein Blatt umschliesst (*Asparagus, Fritillaria, Lilium*), oder die oberen Enden der Gefässbündel verlaufen auf eine lange Strecke ausserhalb desselben im Rindentheile (Stengel von *Hedychium*, Blüthenschaft von *Allium Cepa*, obere Hälfte der Internodien von *Iris*). Der Durchtritt der Fibrovasalstränge durch diesen verholzten Cylinder geschieht entweder, ohne dessen Continuität weiter zu unterbrechen (die schwächeren Stränge aus den Blättern von *Iris*, die durch die Rinde ihren Weg abwärts nehmen), oder es finden sich weite, von gewöhnlichem Grundgewebe erfüllte Lücken im Bastcylinder, welche das Durchtreten der Gefässbündel gestatten [3]).

Das Dickenwachsthum des Stengels und der Wurzel der *Monocotyledonen* erlischt, wie bei den *Kryptogamen*, sehr bald; diese Organe verdicken sich, auch wenn sie sehr alt werden, nicht

---

[1]) In den unterirdischen Organen verlaufen die Fibrovasalstränge im Allgemeinen ebenso und zeigen nur manchmal grössere Verschiedenheiten, z. B. im Zwiebelkörper der *Liliaceen*, wo sie in den Blättern vielfach anastomosiren und mit den Gefässbündeln der Nebenwurzeln sich verflechten: bei den Rhizomen von *Asparagus*, *Canna*, *Iris* etc., wo die Fibrovasalstränge der Nebenwurzeln trichterförmig auseinandertreten und sich von Aussen an das Stammskelet legen, mit dessen peripherischen Gefässbündeln sie sich verbinden. Erwähnt mag auch werden, dass den Wurzeln mancher *Monocotyledonen* (*Scirpus palustris*, *Juncus conglomeratus*) das Pericambium vollständig fehlt.

[2]) Bei Wasserpflanzen (*Najadeen*), den Zwiebeln von *Allium Cepa*, den unterirdischen Theilen von *Epipactis* etc., wo das umgebende Medium als Träger der Pflanze fungirt und dieselbe keiner mechanischen Unterstützung bedarf, fällt die Verholzung weg.

[3]) Bei *Canna* ist der geschlossene Bastcylinder, der bei *Monocotylen* vom Typus 2 (*pag.* 468) lediglich mechanische Bedeutung (Festigung des Stengels) hat, ersetzt durch einen Kreis zahlreicher Bastbündel, die aus dem Blatte in den Stengel treten und dicht unter seiner Oberfläche abwärts laufen. Die unteren Enden der Fibrovasalstränge legen sich da an diese Bündel so an wie bei *Iris* an den Bastcylinder. Bei *Dracaena* und *Yucca* fehlt er und ist ersetzt durch einen Cambiumcylinder mit der Fähigkeit der unbegrenzten Neubildung von stammeigenen Gefässbündeln.

mehr, sondern behalten die Dicke, die sie nach Beendigung ihres Längenwachsthums[1]) erhalten haben, bei. Wenn dennoch ältere Pflanzen dickere Stämme als jüngere zeigen (Baumfarne, Palmen, *Gramineen*, *Aroideen*), so kommt das nur daher, dass beim Wiederverlängern des Stammendes immer grössere Stammquerschnitte aus der Knospe treten, der fortwachsende Stamm also einem auf seiner Spitze stehenden Kegel gleicht. Doch hat auch das bald sein Ende, und die Axe wächst dann in Form eines Cylinders weiter.

Neben diesem primären Dickenwachsthum, das also lediglich, wie Sachs sich treffend ausdrückt, in einer Erstarkung des Knospenendes besteht, zeigen aber einige *Monocotylen* (*Aloë*, *Dracaena*, *Yucca* etc.) ein unbegrenztes, nachträgliches (secundäres) Dickenwachsthum[2]), das nach beendetem Längenwachsthum der betreffenden Theile eintritt und durch einen Meristemring bewirkt wird, der in der innersten Schicht der primären Rinde auftritt, sich zuerst durch Tangentaltheilungen vermehrt und später durch radiale und schiefe, in einzelnen seiner Zellen auftretende Wände, Procambiumstränge anlegt, die centrifugal in Dauerzellen übergehen und immer neue, geschlossene Gefässbündel (secundäre Stränge) bilden, aus kleinen Cambiformbündeln, ohne Gefässe, bestehend, die ringsum von gehoft getüpfelten Bastfasern (Strangscheiden) umgeben sind. Das zwischen diesen secundären Gefässbündeln gelegene Gewebe wandelt sich später in ein derbwandiges secundäres Grundgewebe um, und es bilden dann die secundären Fibrovasalstränge an alten Stämmen einen dickeren oder dünneren, holzigen, festen Cylindermantel, welcher die isolirten, in der Regel durch grössere Partien von primärem Grundgewebe getrennten, primären, schon während des Längenwachsthums entstandenen Fibrovasalstränge (Blattspuren) umgibt[3]).

Die *Gymnospermen* und *Dicotyledonen* zeichnen sich vor den *Monocotyledonen* schon dadurch aus, dass ihre Gefässbündel offene, d. i. cambiumhaltige sind, und so Veranlassung zur Bildung jener massenhaften Holzlagen geben, wie sie die Stämme unserer Nadelhölzer und Laubbäume zeigen.

Im Allgemeinen ist die Lagerung der Gefässbündel der *Gymnospermen*[4]) (Fig. 72) der der *Dicotyledonen* analog; sie stehen fächer-

[1]) Man nennt dieses Dickenwachsthum das primäre.

[2]) Sachs, J. „Lehrbuch der Botanik.“ 1874. *pag.* 128 ff.

[3]) Macerationspräparate (Palmen, *Opuntien* etc.) sind da sehr instructiv.

[4]) Mohl, H. „Vermischte Schriften.“ *pag.* 175. — Sanio, C. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.“ IX. *pag.* 50 ff. — Dippel, L. „Botan. Zeit.“ 1862, 1863. —

förmig um einen centralen Markkörper geordnet (Fig. 72 *m*), der durch breitere (*Cycadeen*) oder engere (*Coniferen*), stets aber schmale [1]) Parenchymstränge — Markverbindungen, Markstrahlen — mit dem Rindengewebe in Verbindung steht. Der Holztheil besteht nur aus Tracheïden [2]), denen wenig oder gar kein Holzparenchym beigemengt ist, und den grossen, kurzgliedrigen Gefässen.

Bei den *Cycadeen* kommen ausser den Blattspuren, die bei *Ephedra* und den *Coniferen* allein das Stammskelet darstellen, noch stammeigene Stränge im Markkörper vor und auch in der Rinde bilden sich öfters, durch daselbst verlaufende, kräftige Gefässbündelzweige, ein oder mehrere scheinbare Holzkörper, resp. Holzringe u. s. w.

Die Blattspuren der *Coniferen* legen sich nach längerem oder kürzerem Verlaufe in verschiedener Weise an ältere, tiefere an, und verschmelzen mit ihnen, je nach Art der Blattstellung, die nach Geyler [3]) entweder eine quirlige, oder spiralige, oder eine Combination beider sein kann. In ersterem Falle (Arten von *Ephedra*, viele *Cupressineen*) sind die Blattspuren selten zwei- (Arten von *Ephedra*), sondern meist einsträngig und verhalten sich da in zweifacher Weise. Entweder die Ein Internodium weit ungetheilt herabsteigenden Blattspuren gabeln sich etwa in der Mitte des nächst unteren Internodiums und senden je Einen Gabelast nach rechts und links zu den benachbarten Blattspuren desselben Internodiums ab, und es können dabei die successiven Internodien entweder gleiche (*Chamaecyparis, Cupressus, Frenela, Juniperus*) oder ungleiche Länge besitzen (Arten von *Callitris* und *Libocedrus, Thuja gigantea*); oder die opponirten Blattspuren steigen zwei Internodien weit herab, biegen dann einseitswendig, seltener symmetrisch convergirend, über der im zweit unteren Internodium austretenden Blattspur ab und legen sich an die im zweit, dritt, seltener viert unteren Internodium austretenden Blattspuren an (Arten von *Biota* und *Thuja*). Für alle diese Pflanzen gilt das Gesetz, dass die successiven Blattquirle

---

Schröder, J. „Tharander forstl. Jahrbuch.“ XXII. 1. — Strassburger, E. „Die *Coniferen* und *Gnetaceen*.“ Jena 1872, etc. etc.

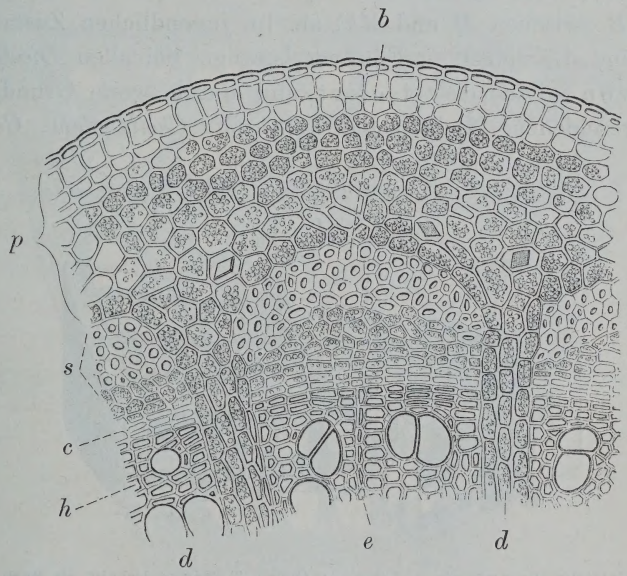
[1]) In der Regel nur Eine Zellreihe breit. (Vergl. §. 55.)

[2]) Dippel („Abh. d. Senkenb. naturf. Ges.“ *pag.* 181 ff.) hat aus den Entwicklungsvorgängen bei Verdickung der Zellen des Holzes von *Pinus sylvestris* etc. geschlossen, dass die Anlegung (Neubildung) der Verdickungsschichten durch Apposition, das Heranwachsen derselben zu ihrer vollen Stärke durch Intussusception erfolge, dass also beide Vorgänge dabei betheiligt seien. (Vergl. *pag.* 21 die Anmerkung.)

[3]) „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.“ VI. *pag.* 55 ff.

genau mit einander alterniren. Bei den *Coniferen* mit rein spiraliger Blattstellung tragen die Blätter (der Langtriebe) entweder zum grössten Theile Kurztriebe[1]) (Nadelzweiglein) in ihren Achseln und dann sind die Blattspuren einsträngig, spalten sich indess im Blatte in der Regel in zwei neben einander herlaufende Fibrovasalstränge, oder die Kurztriebe fehlen und dann können die Blattspuren zweisträngig sein (*Salisburia adiantifolia*), oder ebenfalls einsträngig und bleiben dann entweder auch nach dem Austritte aus dem Gefässbündelkranze ungetheilt, oder spalten sich erst im Blatte in zwei dicht neben einander herlaufende Stränge (*Chamaecyparis glauca*, Arten von *Taxodium*, *Sequoia*, *Tsuga*, *Abies*, *Larix*, *Taxus*,

Fig. 259.



Vergrösserung 315. Querschnitt durch einen jungen Ast von *Platanus acerifolia*. *p* primäre, *s* secundäre Rinde, *b* Bastbündel, *c* Cambium, *h* Holz, *d* primäre, *e* secundäre Markstrahlen.

Araucaria), oder aber sie spalten sich gleich bei ihrem Austritte in drei oder mehr Fibrovasalstränge (*Araucaria brasiliensis* und *Bidwillii*). Für diese Gruppe gilt das Gesetz, dass sich die herabsteigenden Blattspuren an ganz bestimmte Stränge anlegen, deren Nummern der Zahlenreihe 2, 3, 5, 8, 13, 21, 34..... entsprechen. Ebenso constant ist die Richtung, in welcher dieses Anlegen an den Vereinigungsstrang erfolgt; sie ist bestimmt durch die Nummer des jedesmaligen Vereinigungsstranges.

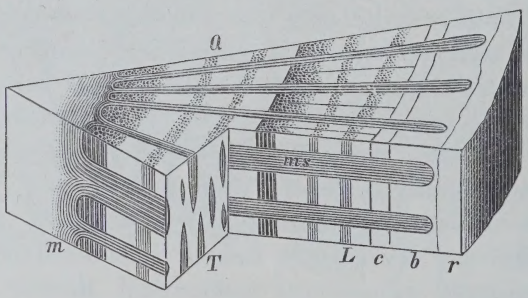
[1]) Die Kurztriebe können in den Achseln von Schuppenblättern (Arten von *Pinus*) oder von Nadelblättern stehen (*Pinus Canariensis*).

Bei den *Coniferen* endlich mit combinirter Blattstellung bleiben entweder die Blattspuren auch im Blatte ungetheilt (*Cephalotaxus Fortunei, Torreya grandis*), oder sie spalten sich später (bis in eilf Stränge: *Dammara australis*) [1]).

Die Vertheilung der Gefässbündel der *Dicotylen* ist im Allgemeinen der der *Gymnospermen* analog. Sie liegen, bei unseren Holzgewächsen, kreisförmig um einen centralen Markkörper (*m* in Fig. 260 *A*; *Mk* in Fig. 260 *B*) angeordnet, und sind durch breitere oder schmälere Grundgewebepartien (primäre Markstrahlen: *ms* in Fig. 260 *A*, *d* in Fig. 259, *M* in Fig. 260 *B*) von einander getrennt. Nach Aussen sondert ihr Cambium (*c* in Fig. 250, Fig. 259 und Fig. 260) den Phloëmtheil (b^1, b^2, b^3 in Fig. 250; *s* in Fig. 259 und *b*, b^1 in Fig. 260 *B*), nach Innen den Xylemtheil (*h* in Fig. 259, und Fig. 260 *B* zwischen *M* und *Mk*) ab. Im jugendlichen Zustande der Organe sind die einzelnen Fibrovasalstränge bei allen *Dicotyledonen* völlig von einander isolirt und durch weite Grundgewebsmassen geschieden. Nicht selten (*Bryonia*, *Chelidonium*, *Cucurbita*,

Fig. 260.

A.



Schema des dicotylen Stammbaues, *L* Längs-, *Q* Quer-, *T* Tangentalschnitt, *m* Mark, *ms* Markstrahlen, *c* Cambiumring, *b* Bast, *r* Rinde.

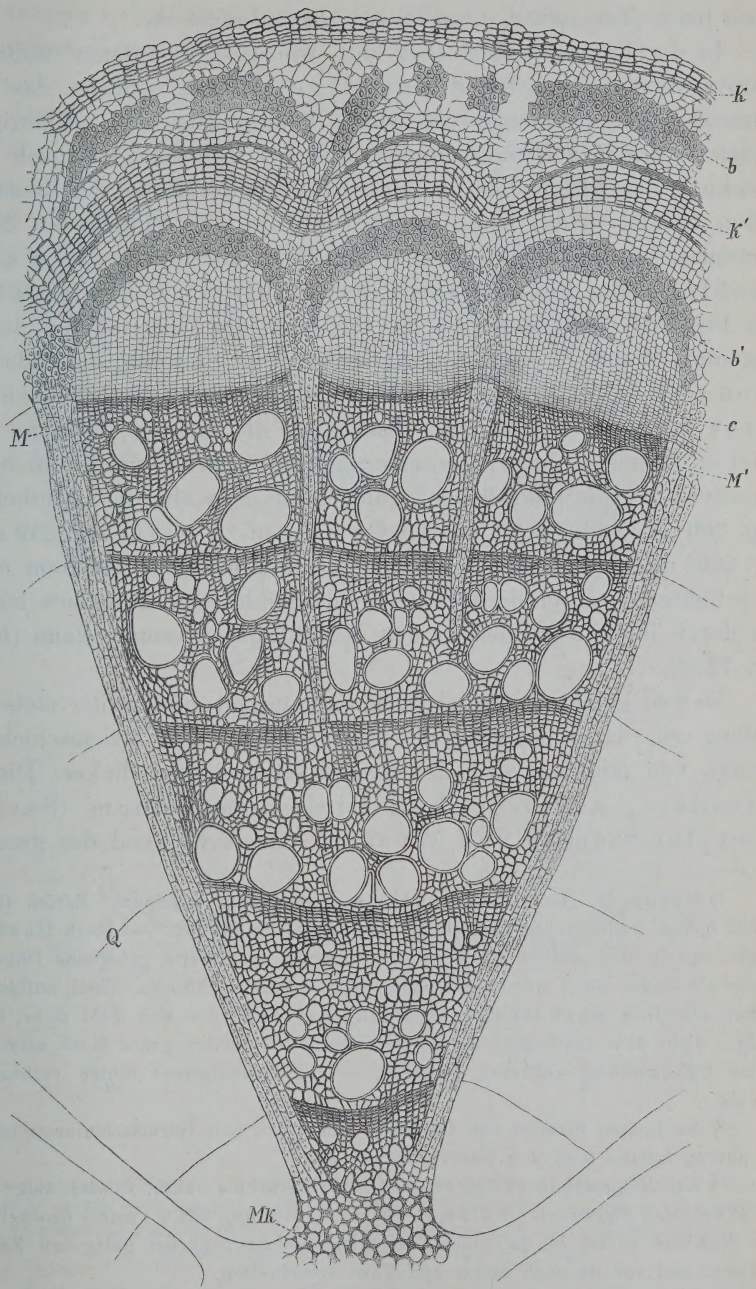
Papaver, *Ranunculus*, *Taraxacum*) bleibt das zeitlebens so, nur hat das die einzelnen Gefässbündel trennende Parenchym in der Regel einen vom Marke abweichenden Bau. In seiner einfachsten Form gleicht da der Fibrovasalstrang fast ganz dem der *Monocotylen*, entwickelt sich auch wie dieser [2]), und schliesslich erlischt, wie bei ihm, die Thätigkeit des Cambiums. Häufig trifft man hier, nebst dem der Rinde zugewendeten, normalen Basttheile, auch an der Innenseite des Xylems — dasselbe gegen das Mark begrenzend —

[1]) *Phyllocladus trichomanoïdes* lässt sich in keine dieser Gruppen einreihen.

[2]) Zuerst Ring-, dann Spiral-, dann Netz- und endlich Porengefässe.

Fig. 260.

B.



Vergrösserung 35. Querschnitt durch einen 5jährigen Stamm von *Clematis Vitalba*. *k k'* Korkgewebe, *b' b* Bastbündel, *c* Cambium, *M* primärer Markstrahl, zwischen *M* und *M'* zwei secundäre Markstrahlen, *Mk* das Mark, *Q* die Abgrenzung der Jahresringe im Holze.

einen zweiten Phloëmkörper an (*Cichoriaceen*, *Solaneen*, *Apocyneen*, *Asclepiadeen*, *Melastomaceen*, *Myrtaceen*, *Convolvulaceen*, *Gentianen* [exc. *Menyanthes*], *Onagrarieen*, *Bryophyllum* etc.[1]).

In der Regel bleiben aber die, wie gesagt, anfangs isolirten Fibrovasalstränge nicht dauernd getrennt, sondern das sie trennende Markstrahlengewebe wird, häufig selbst bei einjährigen Pflanzen (*Brassica*, *Ricinus*), immer aber bei mehrjährigen, nach der Streckung der Internodien, in einer, die Cambialtheile der benachbarten Bündel — das Fascicularcambium — verbindenden Zone meristematisch und bildet so ein dieselben überbrückendes Markstrahlen- oder Intrafascicularcambium[2]) (*i* in Fig. 261 *A*, *c* in Fig. 261 *B*), welches wie das Cambium der Gefässbündel, durch tangentale Wände[3]), nach Aussen fortwährend Elemente des Phloëms (secundäres Phloëm), nach Innen Elemente des Xylems (secundäres Xylem oder Holz) abscheidet, die sich so dicht an die gleichen Elemente der Fibrovasalstränge (primäres Phloëm und primäres Xylem [Markkrone]) anlegen, dass in älteren Axentheilen (Fig. 260) ein völlig geschlossener Cambium-[4]) — (*c* in Fig. 259 und Fig. 260) und Holzring zu Stande kommt, in welch' letzterem man die primären — durch die Gefässbündel gebildeten — Elemente lediglich durch ihr Einspringen in den Markkörper erkennen kann (*b* in Fig. 72)[5]).

Der so gebildete Cambiumring nimmt nun weiter stets an Umfang zu, da er fortwährend neue Phloëm- und Xylemschichten erzeugt, und mit ihm wird der Stamm selbst immer dicker. Dieses secundäre, nachträgliche Dickenwachsthum (Sachs) dicotyler Stämme und Wurzeln dauert während des ganzen

---

[1]) Berge, H. „Beitr. z. Entwick. von *Bryophyllum calycinum*." Zürich 1877. Er hat indess weder echte Bastzellen, noch echte Siebröhren. — Nach Russow könnte man in den meisten Fällen diesen inneren, markwärts gelegenen Phloëmkörper als einen nicht unmittelbar zum Gefässbündel gehörigen Theil auffassen, sondern als einen markständigen Phloëmstrang, der sich bald mehr, bald weniger dicht dem Leitbündel anlegt (*Gentianen*, wo durch's ganze Mark zerstreut isolirte Phloëmbündel auftreten, *Solaneen*, wo ihrer wenigstens einige vorhanden sind etc.).

[2]) Im jungen Stamme von *Cucurbita* bildet sich kein Intrafascicularcambium, und nur an älteren tritt eine Ueberbrückung ein.

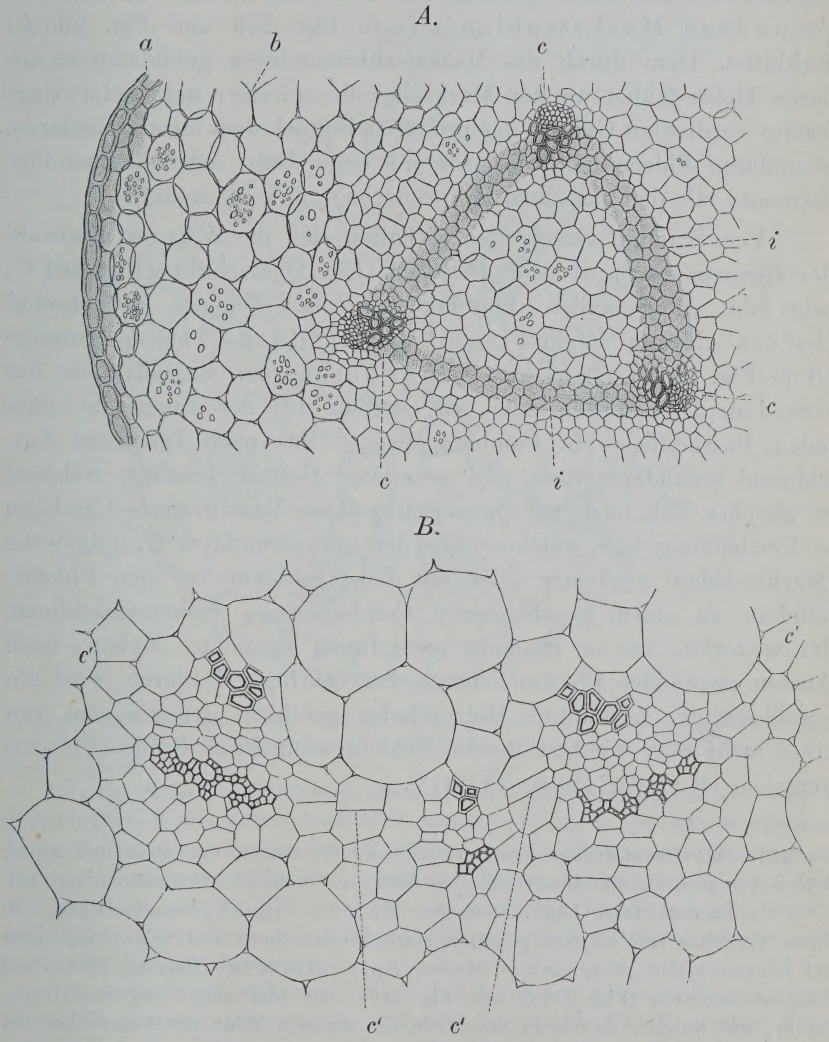
[3]) Bei *Rhipsalideen* (Vöchting, H. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." IX. *pag.* 434 ff.) und *Piperaceen* (Weiss, E. „Flora." 1876. *pag.* 321 ff.) wurde beobachtet, dass dieselben zuerst in den dem Fascicularcambium zunächst gelegenen Zellen auftreten, und von da nach rechts und links vorschreiten.

[4]) Sanio's „Verdickungsring".

[5]) Ihre Elemente sind, da sie die Internodiumstreckung mitmachten, länger als die secundären.

Lebens der Pflanze an; es erstarken durch dasselbe die, anfangs immer gleich dünnen, jungen Sprossenden, so dass der ältere Stamm — entgegen den *Monocotylen* (*pag.* 471) — einen auf seiner Basis stehenden Kegel darstellt [1]).

Fig. 261.



A. Vergrösserung 300. Querschnitt durch eine Stammspitze von *Pinus Strobus*; die drei Fibrovasalstränge (*c*) werden durch das Intrafascicularcambium (*i*) überbrückt. *a* Aussenrinde, *b* Innenrinde. — *B.* Vergrösserung 450. Ueberbrückung der isolirten Gefässbündel von *Lepismium radicans* durch das Intrafascicularcambium *c'*. (Nach Vöchting.)

[1]) Nach Mechan („*Proc. of the acad. of nat. sc. of Philadelphia.*“ 1866. *pag.* 292) ist das Dickenwachsthum des Dicotylenstammes überhaupt nur merkbar von Mitte Mai bis Mitte August und erreicht sein Maximum in der Zeit von Mitte Juni

Die Elemente der primären Fibrovasalstränge werden durch dieses nachträgliche Dickenwachsthum natürlich auseinandergerissen, der primäre Phloëmtheil erscheint von seinem Xylemtheile durch mit dem Alter an Mächtigkeit zunehmende Lagen secundären Holzes getrennt, die Bastbündel selbst immer weiter von einander gerückt und wie das Holz durch, mit dem Alter an Zahl zunehmende secundäre Markstrahlen[1]) (*e* in Fig. 259 und Fig. 260 *B*) zerklüftet. Dem durch das Markstrahlencambium gebildeten secundären Holze fehlen an der Markseite die spiralig, netz- oder ringförmig verdickten Gefässe der primären Bündel, dem intrafascicularen, secundären Phloëmtheile der primäre, echte Bast, sonst stimmen ihre Elemente mit den fascicularen (primären) völlig überein[2]).

Vom Stamme verschieden verhalten sich die Wurzeln, sowohl der *Gymnospermen*, als der *Dicotylen*. Ein Querschnitt (Fig. 261 *C*) zeigt da einen axilen Pleromkörper, in welchem abwechselnd Gefäss- (Xylem- [*G* in Fig. 261 *C*]) und Bast- (Phloëm-) Stränge (*B* in Fig. 261 *C B*) neben einander liegen. Beginnt hier das secundäre Dickenwachsthum, so entsteht auf der Innenseite eines jeden Bastbündels ein Cambiumgewebe, das nach Innen zu fortwährend secundäres Holz und secundäre Gefässe erzeugt, während zu gleicher Zeit auch vor (ausserhalb) jedes Vasalstranges Cambium in Erscheinung tritt, welches entweder nur secundäres Grundgewebe (Markstrahlen) producirt, oder mit dem Cambium vor den Phloëmbündeln zu einem geschlossenen Cambiumringe zusammenschliesst, der weiterhin, wie im Stamme, nach Innen secundäre Xylem-, nach Aussen secundäre Phloëmelemente hervorbringt. Dadurch wird ein geschlossener, secundärer Holzcylinder gebildet, der ringsum von einer mehr oder weniger dicken Schicht secundärer Rinde (Phloëm) umgeben ist (*Beta, Pinus, Taxus*)[3]).

---

bis Mitte Juli. Hauptsächlich beruht es auf dem Wachsthum von Mark und Rinde, doch tragen auch die einzelnen Holzzellen durch selbstständiges Wachsthum dazu bei.

[1]) Je nach ihrer Lage, secundäre Phloëm- oder Xylemstrahlen. In ihrem Verhalten sind sie den primären Markstrahlen gleich und bilden wie diese auf Längsschnitten oft spiegelnde Bänder, Spiegelfasern (*Quercus, Pinus*), auf Tangentalschnitten (Fig. 253 *B* und Fig. 266) oben und unten sich auskeilende Inseln, um welche, da sie in der Mitte am dicksten sind, die Faserzellen des Holzes häufig beträchtlich gebogen erscheinen. Bei *Fagus sylvatica* verholzen ihre Zellen so stark, dass sie beim Faulen des Holzes allein übrig bleiben (Vergl. §. 55) etc.

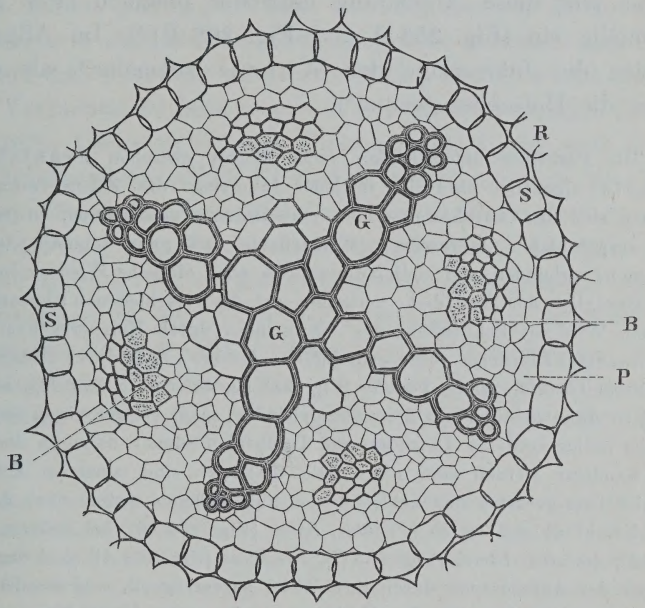
[2]) Häufig folgt das Mark nicht völlig dem Dickenwachsthum der peripherischen Schichten und der Stengel wird dann hohl: *Equiseten, Gramineen, Allium*-Blätter, *Umbelliferen* etc. Vergl. *pag.* 298 ff.

[3]) Vom Stammholze ist das Wurzelholz durch das eventuelle Fehlen des Markes oder durch die primären Gefässstränge zu unterscheiden.

Der Holzkörper älterer *Gymnospermen* und *Dicotylen* [1]), weniger auffallend der Basttheil, zeigt — in unserem Klima wenigstens [2]) — in der Regel [3]) concentrische Kreise oder Schichten, die sogenannten Jahresringe (Fig. 260). Ihr Zustandekommen beruht darauf, dass die Elemente, welche in den verschiedenen Jahreszeiten vom Cambium gebildet werden, nicht nur an Härte und Wanddicke

Fig. 261.

C.



C. Vergrösserung 200. Querschnitt durch den Pleromcylinder einer Wurzel von *Ranunculus acer*. *R* Rindengewebe, *G* Gefässstränge, *B* Phloëmbündel, *P* Pericambium. (Nach Dippel.)

[1]) Es wurde bereits erwähnt, dass das junge Holz (Splint) sich vom älteren (Kernholz) oft sehr scharf durch seine abweichende Farbe unterscheide (*Quercus Robur, Juglans nigra, Prunus Cerasus, Ulmus campestris, Robinia Pseud-Acacia, Guajacum officinale* etc.). Wenn eine eigentliche Kernholzbildung unterbleibt (*Abies pectinata, Pinus sylvestris, Tilia parvifolia* und *grandifolia, Paulownia imperialis* etc.), erscheint der ganze Stammquerschnitt gleichmässig gefärbt. Uebrigens zeigen sowohl Kern- als Splintholz Jahreslagen.

[2]) Tropischen Holzpflanzen fehlen die Jahresringe ganz oder zum Theile (*Araucaria brasiliensis, Cinchona succirubra, Coffea arabica, Ardisia excelsa, Erica arborea* [entgegen Duchartre, P. „*Elém. de Botan.*“ *2. Edit.* Paris 1877. *pag.* 197] etc.).

[3]) Dass sich auch in unserem Klima in Einem Jahre mehrere Jahresringe bilden können, ist eine bei *Phytolacca dioica* (*Martius, Treviranus*), holzigen *Chenopodeen* (Gernet), *Humulus Lupulus* (Schultz), *Buckleya distichophylla* etc. oft beobachtete Thatsache. In Ländern mit zwei Regenzeiten bilden sich normal jährlich auch zwei Jahresringe.

variiren, sondern auch anderer Art sind [1]), und ihr Hervortreten hauptsächlich auf der verschiedenen Grösse und Wandungsdicke der Zellelemente, die den Anfang und das Ende einer Jahreszone zusammensetzen, sowie auf der verschiedenen Menge und Weite der Gefässe im inneren und im äusseren Theile der Jahresringe.

Keinem unserer Laubhölzer fehlt die Verkürzung des radiären Durchmessers der Schlusszellen des Jahresringes (Fig. 253 und Fig. 265), sie erscheinen deutlich abgeplattet, und zwar tritt diese Abplattung entweder plötzlich (Fig. 265 *D*), oder allmälig ein (Fig. 253 *A* und Fig. 265 *B*) [2]). Im Allgemeinen sind dabei die Jahresringe der Wurzel schmäler [3]) als die des Stammes, die Holzzellen weiter [4]).

---

[1]) Die Praktiker unterscheiden schon längst zwischen Frühjahrs- und Herbstholz; eigentlich sind aber in jeder Jahreslage drei Zonen vorhanden. Im Allgemeinen sind die Charaktere, welche eine Holzart auszeichnen, in jedem vollkommen ausgebildeten Jahresringe (Markscheide und ganz schmale Jahresringe ausgenommen) vorhanden, und stellen die anderen eben einfache Wiederholungen dar.

[2]) Bezüglich der Wanddicke verhalten sich die verschiedenen Elementarorgane verschieden. Wird die Schlusszone des Jahresringes durch Holzparenchym gebildet, dem dickwandiges Libriform vorausgeht (*Morus, Robinia*), oder durch Holzparenchym und Libriform (*Betula, Alnus, Populus* [Fig. 253 *B*], *Salix* [Fig. 253 *D*]), so sind die Schlusszellen dünnwandiger als die vorhergehenden, sonst ebenso wie in den übrigen Lagen, oder radiär verdickt. Libriform und Tracheïden können dabei in der Schlusszone dickwandiger werden oder nicht. Die Gefässe sind meist im Anfange der Jahresschicht am grössten und zahlreichsten und nehmen weiter nach Aussen an Weite und Zahl allmälig ab (*Populus, Salix* [Fig. 253 *D*]), bei anderen (*Quercus* [Fig. 265 *A*], *Aesculus, Ulmus* [Fig. 265 *C*], *Fraxinus* [Fig. 253 *A*]) sind dagegen nur die Gefässe der Anfangszone durch ihre Weite hervorragend, und werden daselbst dem freien Auge sichtbar. Bei den *Coniferen* werden unter Umständen — bei sehr langsamem Wuchse — lauter dickwandige Zellen gebildet, die Unterscheidbarkeit der Jahresringe verschwindet dann völlig. Im Stamme dieser Pflanzen sind, bei weitringigem Holze, die grösseren, dünnwandigen Holzzellen am zahlreichsten, bei engringigem treten sie an Menge zurück; breitringiges Stammholz wird also bei demselben Baume, oder bei Bäumen derselben Art, die unter ähnlichen Bedingungen wuchsen, weniger dicht, fest und schwer sein, als engringiges. Im Wurzelholze dagegen (*Pinus, Abies*) entwickelt sich der feste, dickwandige Theil um so stärker, je dicker die Jahresringe sind, und fehlt in sehr schmalen Jahresringen beinahe vollständig.

[3]) Nicht selten aus zwei, ja sogar nur aus Einer Zelllage gebildet.

[4]) Viele Axen zeigen auf einer Seite einen stärkeren Zuwachs der Jahresringe: so ganz allgemein die schief stehenden Aeste der Wurzel und der Stammkrone an ihrer unteren Seite, die *Menispermeen, Aluta rufescens* etc., wohl deshalb, weil der absteigende Nahrungssaft, dem Gesetze der Schwere folgend, vorzugsweise nach der unteren Zweigseite sinkt und also diese hervorragend ernährt. — Oft sind nur die äusseren Jahresringe ungleich entwickelt (Mohl, H. „Bot. Zeit." 1862. *pag.* 255 ff.), können sich sogar ganz auskeilen, d. h. es kann an der einen Stammseite in manchen Jahren die Verdickung des Holzkörpers ganz unterbleiben

Die nächste Ursache der Bildung der Jahresringe, respective der grösseren Dichte des Herbstholzes rührt, wie Sachs[1]) schon vermuthete und de Vries[2]) experimentell bestätigte, von dem veränderlichen Drucke her, den Cambium und Holz von der Rinde erfahren, und der im Sommer immer steigt, so dass das Herbstholz unter höherem Drucke gebildet wird als das Frühlingsholz[3]). Vries' Versuche (Umwindung mit Bindfaden an 2—3jährigen Aesten) zeigten, dass die absolute Dicke des Jahresringes unter der Ligatur in allen Fällen geringer war, als die mittlere Dicke desselben Jahresringes in einiger Entfernung ober- oder unterhalb der Versuchsstelle, und dass ferner die absolute Dicke der Herbstholzschicht in der Versuchsstelle immer grösser, als die normale Dicke derselben ist[4]). Unter erhöhtem Drucke bildet sich (wie die anatomische Untersuchung zeigt) Herbstholz schon zu einer Zeit, wo unter normalem Drucke noch weitzelliges Holzgewebe entsteht[5]). Druckverminderung (durch Einschnitte in die Rinde) zu einer Zeit, wo schon die Bildung des normalen Herbstholzes begonnen, zeigte, dass die Jahresringe in der Nähe der Einschnitte am grössten waren[6]) und von da bis zur Mitte zwischen zwei Einschnitten an Dicke stetig abnahmen, es hatte also zu einer Zeit, wo sonst normales Herbstholz sich bildet, sich ein Holzgewebe angelegt, das dem

---

(*Betula alba*). Rindenrisse bewirken stets eine locale Verbreiterung der Jahresringe, also einen stärkeren Holzwuchs an den Spaltstellen, auch kann man durch Entfernen der ganzen alten Stammrinde ein allseitiges stärkeres Wachsthum des Holzes hervorbringen. Nach Buchenau waren in der letzten Londoner Weltausstellung Stämme von *Morus* und *Robinia* exponirt, die man durch vier senkrechte, um 90° von einander abstehende Längseinschnitte zu quadratischen Säulen, durch sechs derselben zu regelmässig sechseckigen Säulen umgestaltet hatte. — Oft erscheinen die Jahresringe an den breiteren Markstrahlen nach Innen gebogen, so ganz allgemein bei *Fagus sylvatica* und *Carpinus Betulus*, sehr häufig bei *Quercus* und *Pinus* (besonders bei dem aus Böhmen stammenden sogenannten Resonanzholze) etc., etc.

[1]) „Lehrbuch der Botanik." I. Aufl. *pag.* 409.

[2]) „Flora." 1872. *pag.* 241 ff.

[3]) In unserem Klima trägt wohl auch der Schneedruck im Winter viel zur Verkleinerung der Jahresringe insbesondere bei Bäumen bei, die im Hochgebirge wachsen.

[4]) Unter der Ligatur besteht es aus radial abgeplatteten Libriformfasern, zwischen denen weniger Gefässe als im normalen Holze auftreten.

[5]) Unter einer im Mai an *Ailanthus glandulosa* gemachten Ligatur zeigte das Herbstholz eine dickere Schicht abgeplatteter Libriformfasern mit nur wenig Gefässen, während es normal fast nur aus radial abgeplatteten Holzparenchymzellen besteht.

[6]) Sie bestehen da aus radial gar nicht abgeplatteten Libriformfasern und zahlreichen Gefässen.

gewöhnlichen, im mittleren Theile des Jahresringes befindlichen entspricht [1]).

Von den Jahresringen sind die ihnen ähnlichen Ringe im Holze mancher Bäume zu unterscheiden, welche [2]) durch ein Wechsellagern von weichen (farblosen, hollundermarkähnlichen) Parenchymschichten und dichterem (bräunlichen) Prosenchyme (Holzfasern, Gefässe und Holzparenchym) etc. gebildet werden.

Bei vielen krautartigen *Dicotyledonen* (*Angelica, Conium, Daucus, Lactuca, Scorzonera*) werden durch das secundäre Dickenwachsthum die Bastbündel der Fibrovasalstränge relativ weit von einander getrennt, da das die isolirten Gefässbündel überbrückende Intrafascicularcambium nur nach Innen Xylemelemente absondert. Uebrigens finden sich auch hier bei einzelnen Arten nach der Markseite hin bald isolirte, nahe den Gefässbündeln im Marke liegende, oder mit ihnen in Verbindung stehende Bastbündel, von dünnwandigen Elementen gebildet, vor (*Lactuca Scariola* etc.).

Bei den dicotylen Holzgewächsen, deren Cambium in jedem Frühjahre seine Thätigkeit wieder aufnimmt, erscheinen die primären Phloëmtheile [3]) (b^1 in Fig. 250) am meisten nach Aussen gerückt, die nachgebildeten (b^2, b^3 in Fig. 250) immer weiter nach Innen, und in Folge des Dickenwachsthums des Stammes immer breitere Bänder darstellend, so dass (besonders schön an einem *Tilia*-Querschnitte zu sehen) der Basttheil oft in Form zugespitzter Lappen in das Rindengewebe vorspringt. Jeder Gefässbündel (Blattspur) durchläuft nun eine bestimmte Anzahl von Internodien [4]), sein unteres, dünnes Ende vereint sich mit einem Nachbarstrange, sein oberer, stärkerer Theil tritt in einen Blattstiel aus [5]). So communiciren nach Unten Holz und Bast der verschiedenen Bündel des ganzen Stengel-

[1]) Daher das schon von Knight (1801) beobachtete stärkere Dickenwachsthum nicht befestigter, also den Windbiegungen ausgesetzter Pflanzentheile gegenüber solchen, die man durch Befestigung unbeweglich machte etc.

[2]) Wie z. B. (nach v. Gernet, „Xylologische Studien", II. 1861) beim *Balta*-Holze.

[3]) Naegeli nennt ihre Gesammtheit die Rindenkrone.

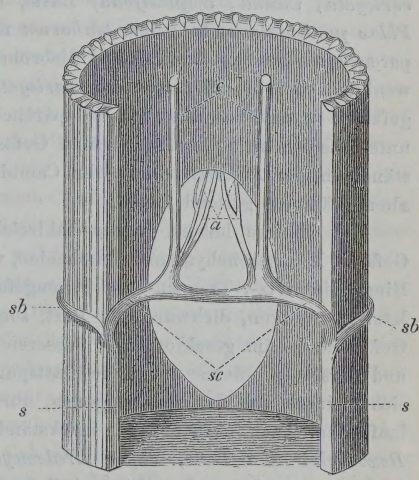
[4]) Dabei biegt er aber nicht, wie bei den *Monocotylen* (*pag.* 466), tief in das innere Stammgewebe, sondern verläuft parallel der Stammaxe, in gleicher Entfernung von der Stammoberfläche. Selten (*Iberis*) erfährt er beim Abwärtssteigen eine constante Drehung, oder tritt (*Rhipsalis Saglionis*) sofort nach seinem Eintritte in die Rinde zum Holzkörper über, ohne vorher das Internodium zu durchlaufen (Vöchting, H. in „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." IX. *pag.* 434 ff.).

[5]) In kräftige Blätter treten meist mehrere Blattspuren ein, und verlaufen isolirt, oder (*Ficus Carica*) sie ordnen sich kreisförmig an und scheiden so das Gewebe des Blattstieles in eine Mark- und eine Rindenschicht, in welch' ersterer,

umfanges, während sie nach Oben sich trennen und, nach Aussen sich wendend, ein Blatt nach dem andern versorgen. Nur die eigentlichen Spiralgefässe, die nur in der Peripherie des Markes vorkommen, bleiben oft an ihrem unteren Ende völlig isolirt. Oberhalb im Blatte spalten sich die Gefässbündel wieder und bilden die Blattnerven (Adern), unterhalb, in der Wurzel, verschmelzen die einzelnen Bündel allmälig zu einem ungetheilten Cylinder (Fig. 261 *C*); in allen Fällen wird aber, je älter, desto inniger ihr Verband.

Das Stammskelet, resp. der Holzkreis der *Dicotyledonen*, setzt sich demnach [1]) aus den Blattspuren zusammen, und ein Querschnitt in der Nähe der Stammspitze zeigt die Blattspurstränge aller über ihr deutlich gesonderten Blätter, resp. Blattanfänge, ziemlich dicht gedrängt im Kreise herumstehen, durch ihre verschiedene Stärke das verschiedene Alter ihrer Blätter, und in ihrer Anordnung das anatomisch fixirte Bild der Blattstellung darstellend. Der Holzkörper im *Dicotylen*-Stengel ist daher nichts weniger als eine aus beliebig vielen grösseren und kleineren Gefässbündeln bestehende Ringschicht, sondern zeigt eine vollkommen gesetzmässige Zusammensetzung aus einer zwischen bestimmten Grenzen gegebenen Anzahl von Blattspuren. Aus dieser Anzahl in Einem Querschnitte vereinigter Blattspuren, oder, was dasselbe ist, aus der Zahl der von jeder Spur durchlaufenen Interfolien, ferner aus der specifischen Spurweite, aus der Stärke, dem Baue und der Zahl der Bündel jeder Blattspur, aus der gegenseitigen Neben- und Zwischenordnung derselben, erwachsen eine Zahl

Fig. 262.



Vergrösserung 5. Stammstück von *Gurltia Boucheana*, Rinde und Mark weggenommen, sowie das vordere Stück des Holzcylinders; *sb* der in's Blatt gehende Theil des Stranges *s*; *sc* die in's Mark gehenden und dort anastomosirenden Stränge, aus denen die markständigen Bündel *c* entstehen und die Bündel *a* für die Oberseite des secundären Zweiges. (Nach Hildebrand.)

wie bei manchen *Dicotylen*-Stämmen (*Begonien* etc.) noch vereinzelte Fibrovasalstränge verlaufen können.

[1]) Nur bei einigen Wasserpflanzen (*Aldrovanda*, *Ceratophyllum*, *Hippuris*) entsteht zuerst ein axiler, stammeigener Fibrovasalstrang, dem sich erst später die Blattspuren anlegen; sonst überall bilden diese sich zuerst und das Gefässbündelskelet besteht lediglich aus ihnen.

specifischer anatomischer Unterschiede, die für jede Art annähernd constant sind [1]).

Einen, wenigstens theilweisen Uebergang zum Typus der monocotylen Gefässbündelvertheilung stellen [2]) die *Piperaceen* dar, insbesondere die *Peperomien*, mit auf dem ganzen Querschnitte im Grundgewebe zerstreuten Fibrovasalsträngen [3]), und die *Pipereen*, bei denen die peripherischen Fibrovasalstränge zu einem geschlossenen Kreise vereint sind, und sich durch einen Cambiumring fortbilden, während noch isolirt bleibende Gefässbündel im Marke vorkommen [4]). Aehnliche Verhältnisse kommen auch bei den *Begoniaceen* (Fig. 262) [5]), bei *Tecoma radicans* (nach Sanio) [6]) und bei *Aralia* (nach Sanio) [7])

---

[1]) Hanstein, J., in „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." I. *pag.* 268 ff.

[2]) Weiss, J. E. „Flora." 1876. *pag.* 321 ff.

[3]) In mehr oder weniger unregelmässigen, mit einander alternirenden Kreisen, das Phloëm der Peripherie, das Xylem der Axe zugekehrt. Ersteres besteht aus prosenchymatischem, zartwandigem, oder collenchymatisch verdicktem (*Peperomia variegata, incana, amplexifolia*) Baste, der mechanische Zellen darstellt (wie bei *Phlox paniculata* und *Lycium barbarum* nach Schwendener), und dünnwandigem, parenchymatischem, zumeist aus Siebröhren bestehendem Gewebe; das Xylem aus wenigen, oder bis 45 (*Peperomia variegata*) verholzten Spiral-, Netz- und Treppengefässen und dünnwandigem Holzparenchym. Vom monocotylen Fibrovasalstrange unterscheiden sich diese zerstreuten Gefässbündel der *Peperomien*, sowie die markständigen der *Pipereen* durch ihr Cambium, dessen Thätigkeit sich noch in sehr alten Stämmen geltend macht.

[4]) Erstere haben, ausser zahlreichen Siebröhren im Phloëme, im Xyleme Gefässe, Holzparenchym und Tracheïden, welche meist in einem Eine Zelllage breiten Ringe die Netz-, Treppen- und Porengefässe umgeben, später auch Libriformfasern; letztere wenigen, dickwandigen Bast, sonst aber dieselbe Ausbildung. Die Zahl der Gefässbündel im geschlossenen, äusseren Gefässbündelkreise variirt selbst bei einer und derselben Pflanze sehr; die Blattspurstränge sind die grössten und unterscheiden sich dadurch von den stammeigenen, nur von einem Knoten bis zum andern verlaufenden. Auch die Zahl der markständigen schwankt (meist Ein Kreis: *Chavica Roxburghii* und *Betle, Piper Bredemeyerii* und *rivinoides*; oder zwei: *Piper geniculatum*; oder mehr: *Piper bullatum*); dabei kann ihre Lage sehr verschieden sein, so dass z. B. das Phloëm oft der Axe zugekehrt ist, auch legen sich öfter zwei aneinander und verlaufen gemeinsam durch's Internodium. Es sind keine stammeigenen Fibrovasalstränge, sondern die aus den Blättern in den Stamm eintretenden Gefässbündel gehen durch Ein Internodium im peripherischen Kreise, beim nächst tieferen verlaufen sie in das Mark und gehen durch dieses Internodium im Marke nach Unten, wo sie sich dann (im dritten Knoten) an die von der Peripherie in das Mark abgehenden Stränge ansetzen.

[5]) Hildebrand, F. „Unters. üb. d. Stämme der *Begoniaceen*." Berlin 1859.

[6]) „Botan. Zeit." 1864. *pag.* 61.

[7]) Das Xylem der markständigen, geschlossenen Fibrovasalstränge ist da der Peripherie, das Phloëm der Stammaxe zugekehrt. Bei *Phytolacca dioica* zeigen (nach Naegeli) die markständigen Stränge ein centrales Phloëm, das allseitig von einem Cylindermantel von Xylem umgeben wird, der häufig sogar von Markstrahlen

vor, wo die markständigen Stränge (nach Weiss) gleichfalls nicht stammeigene sind [1]). Häufig stehen die Blattspuren in einem Kreise

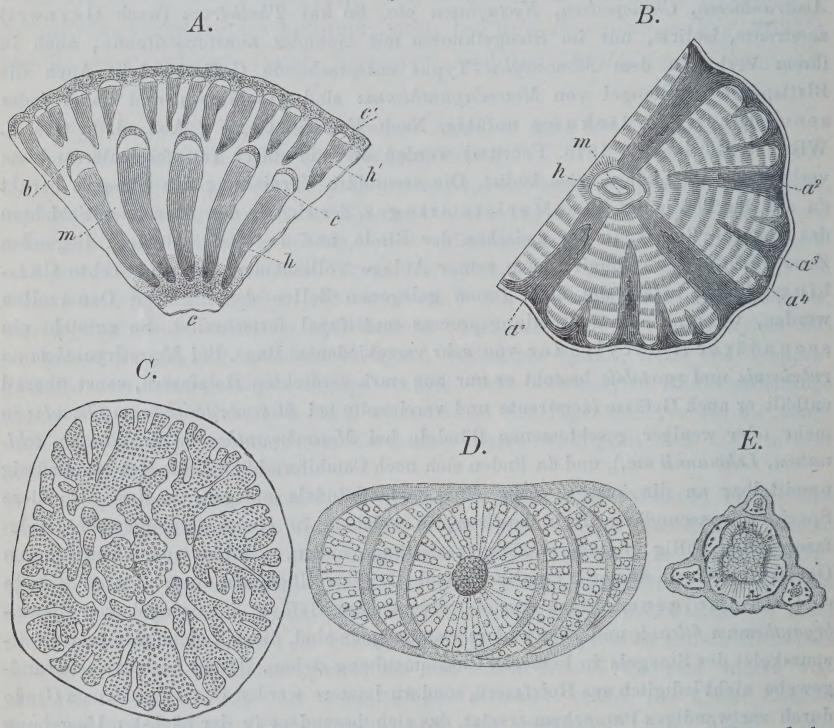
---

(Xylemstrahlen) unterbrochen wird, und Aehnliches scheint (nach Sachs) bei den isolirt im Marke verlaufenden Fibrovasalsträngen der Inflorescenzspindel von *Ricinus communis* der Fall zu sein, wo ein dünner axiler Phloëmstrang (?) von einem strahlig angeordneten Xylem (?) rings umschlossen wird.

[1]) Fast ganz mit dem *Monocotylen*-Stengel stimmen überein: *Aldrovanda vesiculosa* (nach Caspary), *Elodea canadensis* (mit den *Hydrilleen*), *Menyanthes trifoliata* (mit *Sagittaria*) etc. Geschlossene Fibrovasalstränge haben auch *Ranunculeen, Amarantaceen, Chenopodeen, Nyctagineen* etc. So hat *Thalictrum* (nach Gernert) zerstreute, isolirte, nur im Stengelknoten mit einander anastomosirende, auch in ihrem Verhalten dem *Monocotylen*-Typus entsprechende Gefässbündel. Auch die Blattspuren im Stengel von *Mesembryanthemum* sind geschlossen und daher jeder secundären Verdickung unfähig. Nach Falkenberg („Abh. d. k. Ges. d. Wiss. zu Göttingen." 1876. Februar) werden sie nie durch Intrafascicularcambium verbunden und bleiben stets isolirt. Die secundäre Verdickung des Stengels beruht da auf der Thätigkeit eines Meristemringes, der sich in den äussersten Schichten des Centralcylinders, in der zwischen der Rinde und den Gefässbündeln liegenden Zone ausbildet. Er fungirt nach seiner Anlage vollkommen wie eine echte Cambiumschicht, indem die nach Innen gelegenen Zellen desselben zu Dauerzellen werden, während der Zelltheilungsprocess centrifugal fortschreitet. So entsteht ein secundärer Holzcylinder von sehr verschiedenem Baue. Bei *Mesembryanthemum rubricaule* und *spectabile* besteht er nur aus stark verdickten Holzfasern, sonst überall enthält er auch Gefässe (zerstreute und vereinzelte bei *Mesembryanthemum filicaule*; in mehr oder weniger geschlossenen Bündeln bei *Mesembryanthemum umbellatum, echinatum, Lehmannii* etc.), und da finden sich noch Cambiformbündel, die sich regelmässig unmittelbar an die äussere Seite eines Gefässbündels anlegen, so dass also diese Species ein secundäres Holz besitzen, in welchem in einem Grundgewebe (Holzfasern) sich völlig gesonderte Fibrovasalstränge finden, gebildet aus einem inneren Gefäss- und einem äusseren Cambiformtheile. Diese vollkommen ausgebildeten Stränge sind stammeigene, ebenso wie die vereinzelten Gefässe im Stengel von *Mesembryanthemum filicaule* und *floribundum* stammeigene sind, die mit dem primären Blattspurskelet des Stengels in keinerlei Zusammenhang stehen. Häufig besteht das Grundgewebe nicht lediglich aus Holzfasern, sondern letztere werden in verschiedenem Grade durch zartwandiges Parenchym ersetzt, das sich besonders in der nächsten Umgebung der Cambiformzellen der stammeigenen Stränge ausbildet. Wo diess reichlich geschieht (*Mesembryanthemum Lehmannii*), da ist oft zwischen den Cambiformzellen zweier benachbarter Fibrovasalstränge gar keine Holzfaser zur Ausbildung gelangt, und es entstehen so unregelmässig unterbrochene, concentrisch angeordnete Parenchymschichten, welche die erstere, aus Holzfasern gebildete Masse durchsetzen (daher auf Querschnitten die unregelmässige Schichtung des Holzes). Bei *Mesembryanthemum lupinum* fehlen die Holzfasern ganz und die secundär erzeugte Grundgewebsmasse besteht nur aus zartwandigem Parenchym, dem zerstreut Fibrovasalstränge, aus Gefässen und Cambiformzellen bestehend, eingelagert sind. Das secundäre Holz weicht also da völlig vom normalen *Dicotylen*-Typus ab. Bei *Mirabilis, Atriplex, Amarantus, Phytolacca* liegen die mehr oder weniger isolirt bleibenden Blattspuren nahe am Centrum des Stammes, und die stammeigenen, secundären Stränge bilden einen geschlossenen, nach Aussen fortwachsenden Cambiumring; bei *Cucurbita, Nymphaeaceen* etc. bleiben sowohl die Blattspuren als die markständigen (endogenen) Stränge isolirt u. s. w.

angeordnet, und wachsen eine Zeit lang durch einen geschlossenen Cambiumring weiter, bald stellt derselbe indess seine Thätigkeit ein, und ausserhalb seiner bildet sich ein neuer, der ebenfalls bald erlischt, worauf noch weiter nach Aussen abermals ein Meristemring erscheint u. s. w., und dadurch mehrere, an Zahl immer zunehmende Gefässbündelkreise angelegt werden, die entweder je nach der Stellung des Meristemringes, in der secundären (*Phytolacceen, Dilleniaceen, Bauhinien, Polyga-*

Fig. 263.



Schwach vergrössert. Querschnitte anomal gebauter Stämme. *A* von *Cocculus laurifolius*. *h* das Xylem des inneren, *h'* des äusseren Holzbündelringes. *c* und *c'* deren Cambium, *b* Basttheil des inneren Ringes, der dem äusseren fehlt, *c* Mark, *m* Markstrahl. — *B* Querschnitt einer *Bignonia*; *h* primärer Holzring, *m* Mark, a^1, a^2, a^3, a^4 Zerklüftungen des Holzkörpers durch Grundgewebe. — *C* von *Bignonia Unguis* mit lappigen Holzkörpern. — *D* von *Securidaca volubilis*. — *E* von *Serjania Guarumima*.

leen [Fig. 263 *D*], *Cissus* etc.)[1], oder aber in der primären Rinde (*Menispermeen, Gnetum, Rhynchosia* [Fig. 263 *A*])[2] entstehen. Bei den *Sapindaceen*, überhaupt bei den *Lianen* (Fig. 263 *E*), kommen häufig

[1] Eichler, W. „Denkschr. d. k. baier. botan. Ges." V. 1864. Heft 1. *pag.* 20.

[2] Naegeli, C. „Beitr. z. wiss. Botan." I. 1858. — Derselbe: „Dickenwachsthum und Anordnung d. Gefässstränge bei den *Sapindaceen*." München 1864. — Radlkofer, L. „Monographie der *Sapindaceen*-Gattung *Serjania*." München 1875, etc.

ausserhalb des normalen Holzringes in der secundären Rinde kleinere, geschlossene Holzringe vor, deren jeder den Bau eines *Dicotylen*-Stammes zeigt und von einer eigenen (secundären) Rinde umgeben ist. Diese Holzkörper entstehen, wie der normale Holzring, durch einen an ihrer Peripherie liegenden Cambiumring, dadurch, dass (Naegeli) die primären Fibrovasalstränge des Stammes im Querschnitte nicht in einem Kreise liegen, sondern in Gruppen, theils nach Aussen, theils nach Innen vorgeschoben erscheinen. Bei den Ueberbrückungen durch das Intrafascicularcambium werden dann die isolirten Stränge, je nach ihrer Anordnung, zu Einem (*Paullinia*) oder zu mehreren (*Serjania*) geschlossenen Ringen verbunden. Eine ganz eigene Zerklüftung des primären Holzkörpers zeigen auch die *Bignoniaceen* (Fig. 263 *C*, *B*)[1]) und *Malpighiaceen*, indem durch Zellwucherungen im Markstrahlengewebe und den Holzparenchymschichten der Holzkörper in Gestalt von vier Quadranten auseinandergerissen wird, die durch breite, markstrahlenähnliche, weichere Gewebe getrennt erscheinen. Dabei kann auch im Marke ein neuer Holzring entstehen, der (*Tecoma radicans*) gegen die Stammaxe zu eine secundäre Bastschicht trägt und sich durch Cambium weiterbildet u. s. w. Eigenthümliche Abnormitäten entstehen auch dadurch, dass das Dickenwachsthum des Stammes öfters auf der einen Seite ganz (*Polygala Senega*) oder beinahe (*Ononis spinosa*) unterbleibt u. s. w. Auch die *Melastomaceen*)[2]) (excl. *Sonerila margaritacea*) zeigen grosse Abweichungen vom normalen Baue der *Dicotylen*. Im einfachsten Falle (*Eriocnema marmorata*) ist ausser dem normalen dicotylen Fibrovasalstrangringe ein Gefässbündel in der Mitte des Markes da, oder 1—10 (*Melastoma cymosum, igneum* etc.), oder der ganze Markquerschnitt ist mit Bündeln übersät (*Cyanophyllum magnificum* mit 40 und mehr). Oder aber es sind ausser dem Normalkreise noch Rindenbündel da[3]).

---

[1]) Crüger, H. „Botan. Zeit." 1850. *pag.* 101; 1851. *pag.* 481; — Bureau, J. „*Monogr. des Bignoniac.*" Paris 1864, etc. etc. (Vergl. auch Band II. Stamm.)

[2]) Vöchting, H. „Hanstein's Botan. Abhandl." III. 1. Heft.

[3]) Vier Rindenbündel, und zwar ohne Markbündel (*Centradenia rosea*), oder mit Einem (*Centradenia floribunda*), zwei oder mehr (*Lasiandra petiolaris*), bis über 50 Markbündeln (*Heterocentron subtriplinervium, roseum* etc.); oder auch zahlreiche Rindenbündel in den Flügeln oder Kanten des Stengels (*Centradenia grandifolia*). Die Siebröhren zeigen hier öfters eine nachträgliche Bildung von Tochterzellen durch Auftreten secundärer Wände (*Centradenia floribunda*, *Heterocentron*-Arten etc.). — Wie abweichend übrigens bei einer und derselben Gattung die Vertheilung der Gefässbündel sein kann, das zeigt u. A. nach Koch („Hanstein's botan. Abh." II. 1874. 3. Heft) die Gattung *Cuscuta*. Man findet da entweder einen einzigen axilen Gefässstrang ohne Mark (*Cuscuta Kotschyana* und *brevistyla*), oder eine Anzahl

Durchaus geschlossene Fibrovasalstränge, und dadurch den *Monocotyledonen*, noch mehr den Farnen (*Angiopteris*) genähert, zeigt *Gunnera* [1]). Die Blätter haben im Baue ganz den normalen *Dicotylen*-Typus; der Stamm aber ist durchzogen von einem Geflechte geschlossener Gefässbündel, die regellos nach allen Richtungen verlaufen, vielfach untereinander anastomosiren, alle Curven beschreiben und sich oft wurmartig krümmen [2]). Eine spätere Einschiebung neuer Stränge (wie bei den *Monocotyledonen*) findet indess nicht statt, sondern das Dickenwachsthum des Stammes beruht lediglich auf einer Streckung der im ersten Meristeme erzeugten Zellen; auch stammeigene Stränge sind nicht vorhanden, ebensowenig Internodien, sondern der Stamm besteht aus dicht aneinander schliessenden Blattknoten, die nach allen Richtungen von Fibrovasalsträngen durchzogen sind, welche als horizontale und schräge Commissuren der Blattspuren dienen [3]).

Russow [4]) hat es versucht, die primären Gefässbündel, d. i. die aus dem Procambium und nicht aus dem Cambium oder dem

---

theils unregelmässig angeordneter, theils kreisförmig gestellter Gefässgruppen und ein secundäres, aus dem Procambium entstehendes Mark, beide zusammen ein einziges axiles Gefässsystem darstellend (*Cuscuta Epilinum, europaea, Epithymum*), oder endlich normalen *Dicotylen*-Typus (*Cuscuta monogyna*).

[1]) Reinke, J. „Morpholog. Abhandl." Leipzig 1873. *pag.* 47 ff.

[2]) Daher ein Längsschnitt sie bald quer, bald schräge trifft, bald der Länge nach spaltet.

[3]) Im hypocotylen Gliede ist bei *Gunnera* der Uebergang der Gewebe ein allmäliger und continuirlicher. Die Epidermis setzt sich unmittelbar auf die Wurzeloberfläche fort, nur dass sie nicht cuticularisirt und keine Borstenhaare treibt, ebenso das Rindenparenchym, nur die Schutzscheide der Wurzel hört im hypocotylen Gliede allmälig auf, indem ihre Zellwände die Wellung verlieren. Das Wurzelskelet zeigt gekreuzt zwei dünne, wenig verdickte Bast- und zwei aus wenig Gefässen bestehende Vasalstränge, durch Grundgewebszellen von einander getrennt und von einer Pericambiumschicht umgeben. Das hypocotyle Glied zeigt dagegen andere Anordnung. In der Region, wo die beiden Spurkränze der Cotyledonen bereits zu einem einzigen verschmolzen sind, zeigt es denselben Bau wie die sämmtlichen Stränge des Stammes: ein axiles Xylembündel umgeben von einem nach allen Seiten gleichen Pleromkörper. Ein etwas tieferer Querschnitt zeigt dagegen bereits dasselbe Bild wie die Wurzel. Die Uebergangsstelle (etwa die Mitte des hypocotylen Gliedes) ist sehr kurz, und zwar so, dass in dem ursprünglichen Procambiumstrange die Gefässbildung im Centrum aufhört, dass das Procambium sich hier nur im Grundgewebe verwandelt und dagegen die Gefässe sich in zwei opponirte, peripherische Bündel gruppiren. Ebenso zieht die Phloëmentwicklung sich auf zwei peripherische, mit den Gefässsträngen decussirte Stränge zurück; die peripherische Procambiumschicht wird zum Pericambium. Ein secundäres Dickenwachsthum der Wurzel findet nicht statt.

[4]) „Vergleichende Unters. etc." Petersburg 1872, und „Betrachtungen über das Leitbündel- und Grundgewebe etc." (Festschrift.) Dorpat 1875. — Russow

Verdickungsringe hervorgegangenen Leitbündel in gewisse Typen zu bringen, und unterscheidet als solche:

1. Urleitbündel, in denen es noch nicht zu einer Differentiirung von Xylem und Phloëm gekommen ist (Moose, *Florideen*, *Fucaceen*).

2. Vollständige Leitbündel oder schlechtweg Leitbündel, mit deutlich differentiirtem Phloëm und Xylem.

3. Reducirte oder rudimentäre [1]) Leitbündel, in denen die charakteristischen Elemente des Xylems und Phloëms gänzlich oder fast ganz geschwunden sind (einige Wasserpflanzen: *Najadeen*, *Lemnaceen* etc.).

4. Unvollständige Leitbündel, die entweder nur aus Xylem oder nur aus Phloëm bestehen [2]).

Am verbreitetsten ist natürlich der Typus der vollständigen Leitbündel, die denn auch von Russow in eine beträchtliche Anzahl von Unterabtheilungen gebracht werden.

Anmerkung. Er unterscheidet sie in:

A. Einfache Leitbündel:

I. Je Eine Protoxylem- oder Protophloëmzellengruppe einander diametral gegenübergestellt an den Polen des rundlichen, elliptischen oder eiförmigen Querschnittes. Entwicklungsrichtung von Phloëm und Xylem rein centripetal, d. i. zum Centrum des Leitbündels hinstrebend.

a) Xylem und Phloëm collateral. Die an das Phloëm grenzende Fläche des Xylems oben concav, oder convex (sehr selten):

α) mit Cambiumstreifen, der sich entweder in das Grundgewebe (Intrafasciculargewebe) fortsetzt (die meisten *Dicotylen* und *Gymnospermen*), oder nicht über das Leitbündel hinausreicht (viele *Ranunculaceen*, *Papaveraceen*, *Fumarieen*, *Trapaeoleen*, einige *Berberideen*, *Plumbagineen* etc.);

β) ohne Cambiumstreifen (geschlossene Leitbündel): die Mehrzahl der *Monocotyledonen* und von den *Archegoniaten*: *Ophioglossum* und *Equisetum*, von *Dicotylen* die *Nymphaeaceen*.

b) Phloëm vom Xylem umschlossen. Nur bei den geschlossenen Leitbündeln mehrerer *Monocotylen*: in den Rhizomen der *Cyperaceen*, *Juncaceen*, *Irideen*, einigen *Aroideen*, *Liliaceen*, *Smilaceen* und *Ophiopogoneen*.

---

bezeichnet in diesen Arbeiten als Protoxylemzellen resp. Gefässe die im Xylemtheile zuerst sich ausbildenden Elemente, als Protophloëmzellen resp. Gefässe die ersten im Phloëmtheile sich individualisirenden Elemente. Die Bastzellen rechnet er zum Grundgewebe, sein Phloëm besteht daher aus jenem Theile des Leitbündels, der in der parenchymatischen Grundmasse desselben (Russow's Leitzellen) Siebröhren oder Gitterzellen enthält (Weichbast oder Cambiform), sein Xylem aus jenem Theile, der die verholzten Elemente mit ring-, schrauben-, netz-, leiterförmiger oder gehoft getüpfelter Wandverdickung umfasst.

[1]) Vergl. Sachs, J., in „Flora". 1876. *pag.* 8.

[2]) Letzteres kommt sowohl bei *Mono-* als *Dicotyledonen*, ersteres nur in den, die Luftlücken des Blattes durchsetzenden Diaphragmen von *Butomus umbellatus* vor.

II. Die Protophloëmzellen in einem halbkreisförmigen Streifen an der Peripherie, die Protoxylemzellen in einer kleinen Gruppe des rundlichen oder elliptischen Querschnitts. Entwicklungsrichtung des Phloëms centripetal, des Xylems centrifugal. (Nur bei den *Cycadeen*.) Mit Einem (*Dion*) oder zwei Xylemkörpern (*Cycas, Zamia, Ceratozamia*).

III. Zwei Protophloëmgruppen und Eine Protoxylemgruppe:

a) je Eine Protophloëmgruppe an den Polen des gestreckt-ovalen Querschnittes; die Protoxylemgruppe um $^1/_3$ des grössten Querschnitt-durchmessers von der einen Protophloëmgruppe (und zwar der markwärts liegenden) entfernt (die Leitbündel mit einem Xylem- und zwei Phloëmkörpern). Bisher nur beobachtet bei: *Cucurbitaceen, Solaneen, Convolvulaceen, Nolanaceen, Gentianeen* (excl. *Menyantheen*), *Apocyneen, Asclepiadeen, Myrtaceen* etc.;

b) an der Peripherie des Leitbündels zu beiden Seiten des einen Poles je eine Protophloëmgruppe, am anderen Pole die Eine Protoxylemgruppe (*Calamus*) — *Calamus*-Typus;

c) zwei Protophloëmgruppen hintereinander, in der Richtung des längsten Durchmessers des Querschnittes, an dessen einem Pole die Protoxylemgruppe steht (*Dioscorea*) — *Dioscoreen*-Typus.

IV. Einfacher *Filicinen*-Typus: Protophloëmzellen in einem gekrümmten Streifen an der Peripherie des Leitbündels, $^1/_2$ oder $^1/_3$ des Gefässbündelumfanges einnehmend; eine Protoxylemgruppe der Peripherie genähert (die schmächtigen Stränge im Blattstiele und der Blattfläche mehrerer *Filices* und *Rhizocarpeen*).

B. Zusammengesetzte Leitbündel.

V. Zusammengesetzter *Filicinen*-Typus:

a) Protophloëmzellen in einem continuirlichen oder stellenweise unterbrochenen Streifen an der ganzen Peripherie des Leitbündels gelegen; Protoxylemzellen in zwei bis zahlreichen Gruppen im centralen Theile oder in der Mittellinie des Gefässbündelquerschnittes; Entwicklungsrichtung des Phloëms zum Xylem hin, des Xylems von den Protoxylemzellen nach entgegengesetzten Richtungen hin (die meisten Stamm- und Blattleitbündel der *Filices, Rhizocarpeen* und *Marattiaceen*);

b) Protophloëmzellen in einem continuirlichen oder unterbrochenen Streifen an der halben oder etwas mehr als halben Peripherie des Leitbündels, Protoxylemzellen in zwei oder mehreren Gruppen an der von den Protophloëmzellen abgewandten Seite des Xylems gelegen (Neigung zur Bilateralität). Entwicklungsrichtung des Phloëms und Xylems entgegengesetzt (Blattstielstränge von *Osmundaceen*, einigen *Polypodiaceen* [*Athyrium*, *Pteris*, *Struthiopteris* etc.] und *Cyatheaceen*, *Botrychium*);

c) Protophloëmzellen in zahlreichen, von einander getrennten Gruppen von 2—3 Zellen an der ganzen Peripherie gelegen. Protoxylemzellen innerhalb der Protophloëmzellen in zwei bis zahlreichen Gruppen. Entwicklungsrichtung des Phloëms und Xylems rein centripetal (*Selaginella, Psilotum, Tmesipteris*).

VI. Wurzelstrang-Typus:

a) Normaler Typus: zwei bis zahlreiche (bei *Pandanus* bis 400) an der Peripherie des Leitbündels stehende Protoxylemgruppen, mit denen ebenso viele peripherische Protophloëmgruppen alterniren. Entwicklungsrichtung centripetal:

α) ohne Cambiumring: in den Wurzeln der *Archegoniaten* (excl. *Lycopodien*);

β) mit Cambiumring oder Cambiumstreifen von kurzer Thätigkeitsdauer: die überwiegende Mehrzahl der *Dicotylen* und sämmtliche *Gymnospermen*.

b) Abnormer Typus:

α) eine Protoxylemgruppe an der Peripherie des Querschnitts; Protophloëmzellen in einem peripherischen Streifen (*Selaginella*, *Ophioglossum*; die Nebenwurzeln höherer Ordnung einiger *Lycopodium*-Arten [*anotinum*, *clavatum*, *Chamaecyparissus* etc.], *Isoëtes*, einige *Trichomanes*-Arten);

β) zwei peripherische Protoxylemgruppen, zwischen denen Eine Protophloëmgruppe liegt (*Lycopodium inundatum*, *Selago*, *suberectum*).

c) Reducirter Typus: die charakteristischen Elemente des Phloëms und Xylems nicht vorhanden, oder, wenn vorhanden, sehr spärlich und in Stellung vom normalen Typus abweichend (Wurzelstränge der *Najadeen*, *Lemnaceen*, *Vallisneria*, *Stratiotes*).

VII. Axenstrang-Typus (contrahirtes Leitbündelsystem):

a) Mit deutlichem Phloëm und Xylem. Protophloëmgruppen, aus je 2—3 Zellen bestehend, an der Peripherie in meist zahlreichen, von einander nahezu gleichweit abstehenden Partien gelegen. Die ersten Protoxylemzellen (Eine oder ein Paar) im Centrum auftretend, und gewöhnlich bald durch Resorption verschwindend, die übrigen in einem Kreise, ungefähr ebensoweit vom Centrum, als von der Peripherie entfernt, in kleinen, nicht scharf gesonderten, und an Zahl den Protophloëmgruppen nicht ganz entsprechenden Gruppen auftretend (*Hippuris*, *Myriophyllum*, *Utricularia*, *Ceratophyllum*, *Trapa*, *Gunnera* [Vergl. *pag.* 488]);

b) Reducirte Axenstränge: Xylem im entwickelten Zustande des Leitbündels nicht kenntlich, oder durch eine oder ein Paar axile Ring- oder Schraubenzellen vertreten. Phloëm kenntlich oder unkenntlich, in ersterem Falle die Protophloëmgruppen in zwei Kreisen, einem äusseren und einem inneren, stehend (*Najadeen*, *Lemnaceen*, *Vallisneria*, *Elodea*).

Bemerkt mag hier zugleich werden, dass die Behauptung von van Tieghem: dass das Fibrovasalstrangsystem in den Axenorganen der *Dicotylen* und in den Blüthenstielen der *Monocotylen* symmetrisch zu einer Geraden, in den Anhangsorganen dagegen zu einer Ebene angeordnet sei, sich nach den Untersuchungen von Dutailly, Lanessan und Anderen als unrichtig herausgestellt hat.

§. 50. Ausbildung der Stränge.

Jeder Fibrovasalstrang, gleichgiltig ob er ein offener oder geschlossener ist, tritt anfangs als Procambiumstrang (*pag.* 436), als ein aus gleichwerthigen Zellen bestehender Meristemstrang in Erscheinung. Die Differentiirung dieses Procambiumstranges in die Elemente des fertigen Gefässbündels erfolgt nun in verschiedener Weise.

Bei den *Kryptogamen* lässt sich der Vorgang am leichtesten bei den *Lycopodien* und Farnkräutern verfolgen. Bei ersteren sieht man an verschiedenen Stellen der Peripherie des Procambiumstranges

zuerst nach Innen einige enge, rasch verholzende, ringförmig oder spiralig verdickte Gefässzellen, nach Aussen noch engere, nicht verholzende Elemente des Phloëms sich ausbilden. Von ihnen aus entstehen immer neue Holz- und Bastelemente, und während die peripherischen nach und nach stationär werden, schreitet die Entwicklung nach Innen hin in centripetaler und tangentaler Richtung fort, bis der ganze Procambiumstrang in Dauergewebe übergegangen ist. Bei den Farnkräutern[1]) beginnt die Ausbildung in der Regel von 1—2 Punkten der Peripherie aus mit der Individualisirung von 1—2 engen Spiralgefässen und einigen ihnen opponirten Bastfasern. Um und an beide setzt sich bald eine kleine Zahl sich rasch verdickender und verholzender Elemente an, so dass bald ein Bündel von Spiralgefässzellen gegenüber einem Bastfaserbündel, dessen Elemente sich weiter theilen, liegt. Sodann entstehen zwischen diesen ersten Holz- und Bastbündeln noch einige weitere Gefässe und Holzparenchymzellen, und die Entstehung neuer Gefässelemente schreitet dann entweder vorwiegend nach einer Seite des Stranges hin fort, die ältesten Gefässzellen mehr zur Seite drückend, oder es erfolgt dieselbe nach zwei Seiten hin gleichmässig, so dass die ältesten Vasalzellen mehr nach der Mitte hin gerückt erscheinen, bis der in der Regel längliche Xylemkörper (*b* in Fig. 254 *B*) gebildet ist. Mittlerweile haben sich an der Peripherie desselben aus den Procambiumzellen Siebröhren, Bastfasern nnd Cambiform gebildet, und endlich ist auch hier der ganze Procambiumstrang in Holz- und Bastelemente übergegangen.

Bei den *Gymnospermen* und *Dicotylen* beginnt die Differentiirung des Procambiumstranges gleichfalls an einzelnen Punkten, und zwar mit der Verdickung einzelner Bastzellen nach der Rinden-, und bald darauf mit der Ausbildung einiger Spiral- und Ringgefässe nach der Markseite zu. Die Weiterentwicklung schreitet dann im Phloëmtheile centripetal, im Xylemtheile centrifugal vorwärts. Bei *Ephedra*[2]) treten die Procambiumstränge schon im Internodium des zweitjüngsten Blattpaares auf, bevor noch die Bildung eines neuen Blattpaares begonnen hat. Ist dieses gebildet, so treten noch einmal vier Procambiumstränge (die Spurstränge des zweitjüngsten Blattpaares) in der Richtung des kleineren Querschnittdurchmessers auf, so dass im Ganzen dann acht in einen Ring geordnete Procambiumstränge vorhanden sind. Etwas später verwandeln sich die Zellen derselben

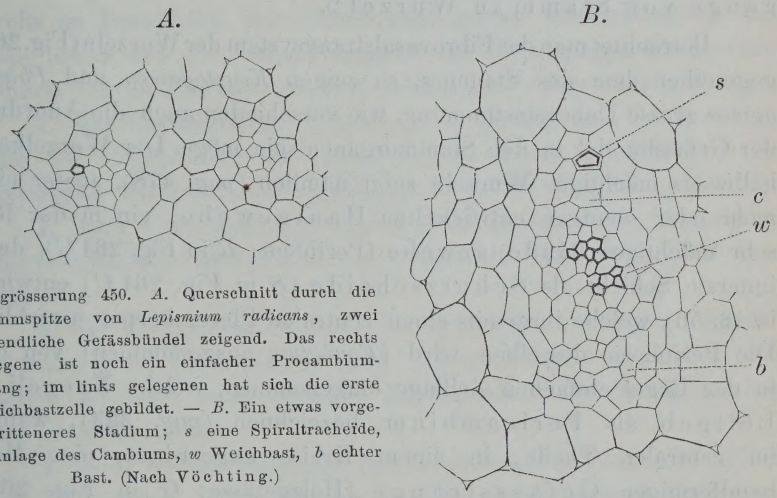
---

[1]) *Polystichum filix mas* nach Dippel („Das Mikroskop." II. 1872. *pag.* 206 ff.).

[2]) Schmitz, Fr. „Beob. üb. d. Entwickl. d. Sprossspitze der *Phanerogamen*." Halle 1874.

einerseits in Siebröhren, anderseits in Spiralgefässe, kurz in die Elemente des Phloëms und Xylems, und zwischen beiden beginnt das Cambium seine Thätigkeit [1]). Desgleichen werden die Theilungen des Gewebes zwischen den Strängen sehr energisch, es bildet sich das Intrafascicularcambium, das endlich das Cambium zweier benachbarter Stränge verbindet, und mit ihm zu einem geschlossenen Cambiumringe zusammenschliesst [2]). Bei den *Rhipsalideen* [3]) treten [4]) die Procambiumbündel der stammeigenen Stränge als sehr kleinzellige Gewebegruppen von kreisförmigem oder elliptischem Querschnitte auf (Fig. 264 *A* rechts). Ein oder zwei Elemente dieser Zellgruppe verdicken sich nun zuerst (Fig. 264 *A* links) und stellen den Weichbast dar, und etwas später hat sich durch Theilungen der

Fig. 264.



Vergrösserung 450. *A*. Querschnitt durch die Stammspitze von *Lepismium radicans*, zwei jugendliche Gefässbündel zeigend. Das rechts gelegene ist noch ein einfacher Procambiumstrang; im links gelegenen hat sich die erste Weichbastzelle gebildet. — *B*. Ein etwas vorgeschritteneres Stadium; *s* eine Spiraltracheïde, *c* Anlage des Cambiums, *w* Weichbast, *b* echter Bast. (Nach Vöchting.)

Aussenpartie echter, vorerst noch unverdickter Bast gebildet (*b* in Fig. 264 *B*), wodurch der Weichbast, dessen Elemente sich mittlerweile ebenfalls vermehrt haben, mehr in die Mitte des Bündels geschoben wird. Nun entsteht die erste Spiraltracheïde (*s* in Fig. 264 *B*) [5]), nur durch Eine Zelllage vom Marke getrennt, und

[1]) Das Mark hört auf sich zu theilen, die Rinde fährt darin fort.

[2]) Während dem entwickeln sich die innersten und andere, zerstreut im Gewebe liegende Rindenzellen zu falschen Bastfasern.

[3]) Vöchting, H. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." IX. *pag.* 434 ff.

[4]) Bei *Lepismium radicans*.

[5]) An Blüthentheilen (*Acacia retinoides*, *Chloranthus inconspicuus*) entwickeln sich die Spiroiden im Fibrovasalstrange basipetal; an jungen Blumen- und Kelchblättern tritt im Procambiumstreifen das erste (kurz spindelförmige) Spiralgefäss zuerst an der Spitze auf, und ihre Bildung schreitet nach der Basis

gleichzeitig gewahrt man zwischen ihr und dem Weichbaste eine, oder einige tangental gerichtete Wände — die Anfänge des Cambiums des Gefässbündels (*c* in Fig. 264 *B*)[1]. In dem Gewebe zwischen den Bündeln werden mittlerweile die Zelltheilungen träger, und es erscheinen die einzelnen Bündel völlig isolirt. Erst später beginnt in ihnen ein neuer Theilungsprocess in der Weise, dass in den dem Cambium der Stränge zunächst gelegenen Zellen zarte tangentale Wände auftreten (*c'* in Fig. 261 *B*), und dadurch allmälig eine ununterbrochene Meristemschicht — der Cambiumring — hergestellt wird. Nun beginnt auch die Verholzung des Bastes von Aussen und schreitet nach Innen vor, und etwas später individualisirt sich das Libriform[2].

§. 51. Verhalten der Gefässbündel beim Uebergange von Stamm in Wurzel[3].

Betrachtet man das Fibrovasalstrangsystem der Wurzeln (Fig. 261 *C*) gegenüber dem des Stammes, so zeigen *Kryptogamen* und *Phanerogamen* grosse Uebereinstimmung, wie verschieden auch die Anordnung der Gefässbündel in den Stammorganen sein möge. Der Wurzelkörper halbwegs mächtiger Wurzeln zeigt nämlich (*pag.* 478), ausser einem mehr oder weniger entwickelten Hautgewebe, ein in der Regel sehr mächtiges Rindengewebe (Periblem: *R* in Fig. 261 *C*), dessen innerste Schicht als Schutzscheide (*S* in Fig. 261 *C*) entwickelt ist (§. 56), welche ihrerseits einen centralen Pleromkörper umschliesst. Die Peripherie desselben wird (*Equisetum* ausgenommen) von einer in der Regel einfachen Zelllage eingenommen, welche Naegeli und Leitgeb als Pericambium bezeichnen (*pag.* 323), während im centralen Theile, in einem Kreise angeordnet, eine Menge bandförmiger Gefässstränge (Holzgefässe: *G* in Fig. 261 *C*)

---

zu fort. In den Staubblättern erscheinen sie zuerst im Connective, im Gynaecoeum (Fruchtknoten) zuerst in der Nähe der Narbe. Nach Lanessan („*Bullet. de la soc. Linn. de Paris.*“ 1874. *pag.* 3 ff.; 26 ff. etc.) erfolgt in Kelch-, Blumen-, Staub- und Fruchtblättern von *Primula*, desgleichen in den Blumen- und Staubblättern der meisten *Rubiaceen* die Entwicklung der Spiroiden basipetal; in den Kelchblättern von *Calluna vulgaris* aber fehlen die Gefässbündel und die ihnen vorangehenden Procambiumstreifen vollständig.

[1]) In den Rindenbündeln entstehen die Spiraltracheïden vor den Weichbastzellen, zugleich ist der Weichbasttheil kleiner, der Bast dagegen stark entwickelt. Libriform fehlt ihnen völlig.

[2]) Nach Vöchting geht das Xylem der Blattspuren der *Rhipsalideen* allmälig in das Grundgewebe über.

[3]) Dodel, A. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot.“ VIII. *pag.* 149 ff. — Goldsmith, S. „*Dissertation.*“ Zürich 1876. — Weiss, E. „Flora.“ 1876. *pag.* 321 ff.

liegen [1]), deren älteste der Schutzscheide zunächst stehen, und von denen aus die Gefässbildung successive nach Innen fortschreitet, immer weitlumigere Gefässelemente producirend. Zwischen je zwei Gefässsträngen bildet sich ein Phloëmbündel aus [2]) (*B* in Fig. 261 *C*), und das Centrum der Wurzel wird (bei dicken Wurzeln) von einem kleinen Parenchymgewebe, dem Marke, eingenommen [3]).

Die Veränderungen in der Anordnung der Fibrovasalstränge und ihrer Theile, welche diesen Wurzeltypus vom Stammskelete unterscheiden, vollziehen sich bei den *Dicotylen* in jenem Theile der Pflanze, der zwischen den Ansatzstellen der Cotyledonen und dem Wurzelhalse liegt, und den man das hypocotyle Glied oder den hypocotylen Stengel nennt. Der Markcylinder des Stengels setzt sich in der Regel nur eine kurze Strecke in die Wurzel hinein fort und die Spiralgefässe der primordialen Bündel des Stammes erhalten bereits im Basaltheile der Pfahlwurzel poröse Verdickungen; überhaupt lassen sich die Veränderungen beim Uebergange des *Dicotylen*-Stengels [4]) in die Pfahlwurzel etwa in folgende Punkte zusammenfassen:

1. die Gefässbildung nimmt ihren Anfang an der Insertionsstelle der Cotyledonen und schreitet von da an einerseits in den hypocotylen Stengel hinab, andererseits in den Cotyledon hinauf;

2. jeder Cotyledon sendet eine ganz gesetzmässige Anzahl von Fibrovasalbündeln abwärts in die hypocotyle Axe (Cotyledonar-Spuren);

3. die Cotyledonar-Spuren des hypocotylen Stengels bestehen aus paarigen Fibrovasalsträngen, die unmittelbar unter den Cotyledonen, oft auch tiefer hinunter im Basaltheil des Stengels centripetal entwickelt sind;

4. jedes Gefässstrangpaar der Cotyledonar-Spuren vereinigt sich beim Uebergange in die Hauptwurzel zu einem einzigen, centripetal entwickelten Fibrovasalstrange, um in dieser — abwärts wachsend — den ersten Anfang zur Bildung des Fibrovasalkörpers der Wurzel darzustellen;

5. die Hauptwurzel besitzt also nur die halbe Anzahl der primordialen Fibrovasalbündel des hypocotylen Stengels;

---

[1]) Bei dünnen Wurzeln nur wenige (2—3), die bis in die Mitte der Wurzel reichen, und demnach entweder als ein den Pleromcylinder durchsetzender Diameter (*Taxus, Beta, Tropaeolum, Umbelliferen*) oder als ein dreispitziger Stern erscheinen (*Pisum*).

[2]) Oft hat es am Rande sogar echte Bastzellen.

[3]) Van Tieghem fasst den Centralcylinder der Wurzeln nicht als einen einzigen Fibrovasalstrang auf, sondern als so viele einzelne, verschmolzene, als Phloëmbündel vorhanden sind, eine Anschauung, die wohl das Richtige trifft.

[4]) Nur für diese liegen genauere Untersuchungen vor.

6. bei der Vereinigung zweier Stränge desselben zu einem einzigen Wurzelstrang findet eine Drehung der Strangelemente derart statt, dass die im Stengel centrifugal angeordneten Gefässe in der Wurzel eine centripetale Entwicklungsfolge einschlagen;

7. desgleichen die primären Bastelemente. Die zwei, radial ausserhalb der centrifugal entwickelten primären Vasalstränge des hypocotylen Stengels liegenden primären Baststränge eines und desselben Fibrovasalstrangpaares entfernen sich beim Uebergange in die Wurzel derart, dass der eine Baststrang eines Fibrovasalstranges mit dem nächstliegenden Baststrange des benachbarten Gefässbündelpaares zusammenstösst, und sich mit diesem zu einem einzigen Baststrange der Wurzel vereinigt, indess der andere Baststrang ein Gleiches mit dem nächstliegenden Baststrange des andern benachbarten Gefässbündelpaares eingeht;

8. bei den meisten *Dicotylen* sind es die Cotyledonar-Spuren allein, welche abwärts in die Wurzel zu wachsen vermögen, und zwar bei allen mit 2, 4 und 8 primordialen Vasalsträngen in der Wurzel[1]). Die Cotyledonen sind da stets opponirt (Divergenz $^1/_2$);

9. selten sind es auch Fibrovasalstränge der ersten Blätter über den Cotyledonen (Primordialblätter), die nicht allein in das hypocotyle Glied, sondern auch in die Wurzel hinabreichen, und dort dieselbe Entwicklung nehmen wie die Cotyledonar-Spuren. Dieser Fall tritt nur dann ein, wenn in der Wurzel 3 oder 6 Primordialstränge vorhanden sind;

10. bei 3 Primordialsträngen in der Wurzel (die meisten *Papilionaceen, Orobanche, Pinus*) kann der eine dieser Stränge seinen Ursprung aus dem ersten Laubblatte über den Cotyledonen nehmen, während die zwei anderen Primordialstränge von den Cotyledonen herrühren. In diesem Falle (*Vicia sativa*) sind letztere nicht eigentlich opponirt, sondern stehen in $^1/_3$ Divergenz;

11. bei 6 Primordialsträngen in der Wurzel (*Aesculus, Juglans, Quercus, Sambucus*) können zwei derselben von den opponirten Primordialblättern über den Cotyledonen ihren Ursprung nehmen, während die vier übrigen den opponirten Cotyledonen angehören (*Sambucus nigra*), oder es können alle 6 Primordialstränge der Hauptwurzel ihren Ursprung in den Cotyledonen nehmen (*Aesculus*). In beiden

---

[1]) 2 Stränge besitzen: *Caryophylleen, Cruciferen, Urtica, Plantago, Cannabis sativa, Datura Stramonium.*
4 „ „ *Umbelliferen, Acer, Prunus, Cucumis, Euphorbia, Phaseolus, Fraxinus.*
8 „ „ *Fagus sylvatica.*

Fällen sind die Cotyledonen genau opponirt und die Primordialblätter alterniren mit ihnen;

12. wenn wirklich *Dicotylen* mit 5 Primordialsträngen in der Hauptwurzel existiren [1]), so lässt sich durch Analogie mit *Vicia sativa* schliessen, dass dort der eine von den fünf seinen Ursprung von dem ersten Laubblatte, die vier anderen von den Cotyledonar-Spuren nehmen. Dann sind die Cotyledonen ebenfalls nicht opponirt, sondern in $^2/_5$ Divergenz;

13. der Uebergang vom *Dicotylen*-Stengel in die Pfahlwurzel vollzieht sich auch in anatomischer Beziehung bei den meisten in der Keimaxe unterhalb der Cotyledonen. Bei den Pflanzen, deren Stengel in den untersten Internodien kein Mark enthält (*Vicia sativa*), kann jedoch die Entwicklung der primordialen Vasalstränge in den unteren Stengelinternodien eine centripetal-centrifugale sein, und dadurch einen Mittelcharakter zwischen den streng centripetalen Wurzel- und den centrifugalen Stengelsträngen bekunden;

14. die Grösse der Cotyledonen, ihr Verhalten bei der Keimung [2]), ebenso die absolute Dicke des hypocotylen Stengels und der Pfahlwurzel, ferner die Mächtigkeit des Markcylinders im Stengel und des Markkegels im Basaltheile der Hauptwurzel — lassen keine gesetzmässigen Beziehungen zur Anzahl der Primordialstränge des hypocotylen Stengels und der Hauptwurzel erkennen [3]).

XI. Capitel.

Das Grund- oder Füllgewebe.

§. 52. Allgemeines.

Wir bezeichnen mit Sachs [4]) als Grundgewebe jenes Gewebe, das nach der Anlage und Ausbildung des Hautgewebes und der Fibrovasalstränge noch übrig bleibt. Von der Vertheilung

[1]) Nach Duchartre: *Clusia flava* und *Hedera Helix*.

[2]) Ob sie sich zu grünen, blattähnlichen Gebilden differentiiren, oder fleischige, nicht grüne Reservestoffbehälter darstellen.

[3]) Genaue Messungen Dodel's zeigten, dass die Wurzeln von *Phaseolus*-Arten nur an demjenigen Theile in die Länge wachsen können, der vom Scheitel der Wurzel an bis zur ersten spiraligen Verdickung der primordialen Gefässe reicht; die Spiralgefässe der Wurzel dehnen sich also nicht mehr, weder in die Dicke, noch in die Länge, sobald ihre charakteristische Verdickung sichtbar wird, die Wurzel kann sich dort also nicht mehr strecken. Die Verdickung erfolgt übrigens nicht auf allen Stellen der Zelle zugleich, sondern schreitet vom basikopen Ende der Gefässzelle akropetal fort.

[4]) „Lehrbuch d. Botanik." I. Aufl. 1868. *pag.* 101.

der letzteren hängt demnach in erster Linie die Configuration des Grundgewebes ab. So ist bei den Pilzen, Flechten und vielen Moosen (Fig. 205) geradezu Alles mit Ausnahme der peripherischen Schichten (Hautgewebe) Grundgewebe; in den Blattorganen [1]) und in den Stämmen von Pflanzen mit geschlossenen Fibrovasalsträngen (Farne [Fig. 254], *Monocotylen* [Fig. 258 *B*]) bildet es in der Regel die Hauptmasse, während es bei Gewächsen mit cambiumhaltigen Gefässbündeln (*Gymnospermen* [Fig. 72] und *Dicotylen* [Fig. 260 *B*]) gegenüber den von diesen erzeugten Geweben (Holz, Bast) zurücktritt. Bei letzteren Pflanzen, mit fächerartig angeordneten Fibrovasalsträngen, bildet es im Centrum des Stammes einen mehr oder minder mächtigen Gewebekörper — das Mark (*m* in Fig. 72; *Mk* in Fig. 260 *B*) — welcher durch breitere oder schmälere, die einzelnen Gefässbündel trennende Parenchymstränge — Markstrahlen (*M* in Fig. 260 *B*), mit der in Form eines Cylindermantels ausgebildeten Rinde (*c* in Fig. 72; *b b'* in Fig. 260 *B*) in Verbindung steht.

Bei Wurzeln oder Organen, wo die Fibrovasalstränge einen centralen Cylinder bilden (Fig. 261 *C*), fehlen natürlich Mark und Markstrahlen, dagegen ist es ein sehr häufiges Vorkommen, dass entweder jeder einzelne Fibrovasalstrang, oder die Totalität derselben von einer, in der Regel einzelligen Schichte von Grundgewebe umgeben wird, das durch Form, Verdickung etc. sich von dem übrigen sondert, und als Schutzscheide (*S* in Fig. 261 *C*) bezeichnet wird. Desgleichen ist das Grundgewebe, gegen das Hautgewebe zu, sehr allgemein als Hypoderma (§. 41, Fig. 214 und Fig. 216) entwickelt.

Die Zellen des Grundgewebes können dünn- oder dickwandig, meristematisch oder Dauergewebe sein, überhaupt ausserordentliche Mannigfaltigkeit zeigen. Obgleich meist als Parenchym entwickelt, treten im Grundgewebe zerstreut Saftschläuche (*Monocotyledonen*), Gummi- (*Cycadeen*) und Milchsaftgänge (*Alisma*), Sclerenchymstränge (Baumfarne) [2]) etc. auf. Nach Russow [3]) gliedert sich das Grundgewebe in Parenchym-, Prosenchym- und Scheidengewebe (Kritenchym oder

---

[1]) Man nennt es da Mesophyll. Es ist bei vielen Pflanzen (*Cycadeen* etc.) als Palissadengewebe entwickelt.

[2]) Bei *Aspidium filix mas* und *Polypodium*-Arten, bei *Ophioglosseen* etc. fehlen sie, das Grundgewebe besteht da ganz aus dünnwandigem Parenchym. An ersterer Pflanze haben Schacht im Grundgewebe des Stammes, und Sachs im Mesophylle der Blätter und an den Sporangienstielen gestielte Drüsen nachgewiesen.

[3]) „Vergl. Unters." Petersburg 1872. *pag.* 166 ff. „Festschrift." Dorpat 1875. *pag.* 70 ff.

Koleochym), die auch physiologisch geschieden sind, indem das Parenchym entweder Assimilationsgewebe (wenn chlorophyllhaltig), oder Reservestoffbehälter darstellt, das Prosenchym zur Steifung der Organe dient, und das Koleochym das Leitbündelgewebe vor Druck gegen Aussen schützt, und die diosmatischen Vorgänge zwischen Grund- und Leitbündelgewebe herabsetzt. Das Parenchym fehlt keinem Organe ganz und bildet in den Blattflächen stets die Hauptmasse, während in Axen und Blattstielen öfters das Prosenchym überwiegt; letzteres, sowie das Scheidengewebe können aber auch ganz fehlen. Form und Beschaffenheit der Zellen des Grundgewebes sind bei *Kryptogamen* und bei *Phanerogamen* völlig gleich, nur fehlen den ersteren die Harzgänge und Milchsaftgefässe völlig.

Das prosenchymatische Grundgewebe ist entweder als Sclerenchym oder als Collenchym entwickelt. Ersteres zeigt oft bis zum Schwund des Lumens verdickte Membranen, zahlreiche Schichtung, von Porencanälen durchzogen und verholzt in der Regel stark, wobei es gefärbt oder farblos bleiben kann [1]) und nur selten werden seine Zellen durch Scheidewände gefächert. Es tritt in Form von Schichten, Platten, Bündeln und Strängen von ovalem, kreisrundem oder sichelförmigem Querschnitte auf, die in der Regel in der Nähe des Leitbündelgewebes oder der Scheiden gelagert sind. Das Collenchym setzt sich aus gestreckten, bald stumpf, bald scharf endenden, prismatischen, stets unverholzten Zellen mit stark verdickten Innenkanten zusammen. Durch nachträgliche Scheidewände sind sie meist gefächert, und treten als geschlossene Schicht oder in Bündeln und Streifen dicht unter, oder nahe der Epidermis auf. In Blattstielen geht das Collenchym öfter in Sclerenchym (*Marattiaceen*), in oberirdischen Stämmen in Parenchym über [2]).

---

[1]) Die stark verdickten und verholzten, fast isodiametrischen sogenannten Steinzellen sind dem Grundgewebsparenchyme beizuzählen.

[2]) Bei *Monocotylen* ist das Collenchym relativ selten (Stengelkanten von *Dioscorea villosa,* Stengel von *Tradescantien, Dichorisandra* etc.) und in der Regel nur in Gruppen und nicht im ganzen Stengelumfange vorhanden; bei *Peperomien* bildet es häufig unter der Oberhaut einen ununterbrochenen Ring, der (nach J. Weiss) bei *Peperomia variegata* 6—8, bei *Peperomia galioides* 3—4 Zellreihen dick ist und dessen Zellen sich in alten Stämmen oft radial theilen; bei den *Pipereen* ist dieser Ring oft (*Chavica*) durch Rindenpartien in einzelne Gruppen zertheilt und besteht aus dickwandigen Bastzellen mit spaltenförmigen Poren und eigentlichen Collenchymzellen. Anfangs sind die Zellen beider gleich und differentiiren sich erst im 4. oder 5. Internodium; beide sind im fertigen Zustande prosenchymatisch und fächern sich nachträglich oft durch zarte Querwände. Die Bastzellen liegen stets auf der inneren Seite des Collenchyms entweder zerstreut oder einen fast ununterbrochenen Ring bildend; oft sind ihrer nur wenige (*Artanthe cordifolia, Chavica Betle*), oft viele (*Chavica Roxburghii, Piper Bredemeyeri*), und manchmal (*Piper*

§. 53. Rinde[1]).

Sie bildet das zwischen dem Hautgewebe und den Fibrovasalsträngen liegende Grundgewebe. Man unterscheidet eine primäre Rinde (*r* in Fig. 250, *p* in Fig. 259), welche direct aus dem Vegetationspunkte hervorgeht, und eine secundäre (*s* in Fig. 250 und *s* in Fig. 259), welche, wie das secundäre Holz, ein späteres Erzeugniss des Cambiums ist, und die Bastbündel und das, was dazwischen ist, begreift[2]).

Die primäre Rinde nimmt, einmal ausgebildet, an Dicke nicht mehr zu, wohl aber vergrössert sich die Zahl ihrer Zellen in peripherischer Richtung noch beträchtlich, um dem, durch secundäres Dickenwachsthum der Phloëmschichten hervorgerufenen grösseren Umfange zu genügen. So wird sie immer mehr nach Aussen gedrängt, und bleibt oft während des ganzen Lebens meristematisch (*Fagus sylvatica*), in der Regel allerdings nur bis zur Borkenbildung. Häufig ist ein Unterschied zwischen den äusseren und inneren Zelllagen der primären Rinde vorhanden (vergl. *pag.* 322), indem erstere meist flacher, derber und vorzüglich Sitz des Chlorophylls[3]), letztere grösser, dünnwandig und stärkehaltig sind, und oft ist dieser Contrast so gross, dass man zwei ganz verschiedene Gewebsarten vor sich zu haben meint, die allerdings meist in einander übergehen (*Ribes, Viburnum Lantana*).

Im Allgemeinen sind die Zellen der primären Rinde rundlich oder polyëdrisch und zeigen selten stärker verdickte Membranen[4]);

---

rivinoides und *Carpunya*) ist sogar das ganze Collenchym in dickwandigen Bast umgebildet. (Vergl. auch §. 41.)

[1]) Hanstein, J. „Unters. über den Bau und die Entwicklung der Baumrinde." Berlin 1853. — Reinke, J. „Morph. Abh." Leipzig 1873. — Falkenberg, P. „Vergl. Unters." Stuttgart 1876, etc. etc.

[2]) Eine scharf gesonderte Rinde findet sich natürlich nur bei den *Gymnospermen* und *Dicotylen*, obgleich auch bei *Monocotylen* oft (Fig. 258 *A*) eine äussere peripherische Schicht sich durch Verholzung und Verdickung ihrer Zellen als mehr minder selbstständiges Rindengewebe markirt. Auch bei den Gefäss-*Kryptogamen* (Fig. 254 *A* und Fig. 255) ist die unter der Oberhaut liegende Grundgewebsschicht öfters sclerenchymatisch und die Wände braun gefärbt; sie bildet eine dicke Schale (Rinde), die entweder an den Seiten gänzlich (*Pteris aquilina*), oder an den Blattkissen durch Gruben lockeren Parenchyms unterbrochen ist (Baumfarne).

[3]) Bei *Scindapsus* führen es auch die innersten Rindenzellen.

[4]) Spiralige Zellschläuche, uhrfederartig aufgerollte Ausstülpungen von Zellen, finden sich nach Russow („Vergl. Unters." Taf. II. Fig. 20) in der Rinde von *Pilularia globulifera*. — Nach Mittheilungen Wiesner's zeigen Rindenzellen häufig gewellte Zellhäute. So, nach Schweighofer, an jungen Trieben von *Ribes nigrum*, in den Wurzeln von *Primula*, *Muscari*, *Cerinthe* etc., an Keimlingen von *Vicia* und *Phaseolus* (besonders an etiolirten) etc.

nicht selten sind sie von bastfaserartigen Zellgruppen durchsetzt [1]) (Chinarinden, Blattstiel von *Cycadeen*, *Gnetaceen*, *Monocotylen* [*Caladium*, *Musa*, *Phoenix*]), oder von Idioblasten durchzogen (*Euphorbiaceen*, *Asclepiadeen*). Häufig kommen Harz- [2]) (*Aloë*, Fig. 183), Oel-, Milchsaft- (*Alisma*, Fig. 166) und Gummigänge oder Behälter in der primären Rinde vor, desgleichen zeigt sie oft (*Monocotyledonen*) grössere oder kleinere Lufthöhlen, oder Gruppen (Nester) von Steinzellen (*Picea*, *Fagus*, *Fraxinus*, *Carpinus*, Carpellblätter der *Drupaceen* [Steinschalen], *Tradescantia*), oder Krystallzellen (*Dracaenen*), oder Krystallkammern [3]) (*Allium*, *Begonia*, *Arum* [Fig. 108], *Hoja*), oder Siebröhren (*Canna*, *Musa*, *Scindapsus*) etc. etc.

Oft bildet sie nur wenige Zelllagen (*Arundo*, *Caladium*, *Saccharum*), oder ist in mächtigen Schichten entwickelt (*Aloë*, *Dracaena*, *Ruscus*), geht wohl auch ganz allmälig in das allgemeine Stengelparenchym über (*Anthurium*, *Pothos*) u. s. w. An Wurzeln und unterirdischen Organen ist sie in der Regel weitaus stärker als an oberirdischen entwickelt. Bei den *Cycadeen* [4]) enthält die primäre Rinde der Wurzeln zahlreiche Drusen von oxalsaurem Kalke und Zellen mit bassorinhaltigem Gummischleim [5]). Bei fast allen *Taxineen*

[1]) Die Bastbündel der Rinde verlaufen bei den *Monocotyledonen* (nach Falkenberg) stets der Stengeloberfläche sehr genähert (bei *Juncaceen* und *Cyperaceen* unmittelbar unter der Oberhaut), enden meist nach unten blind und legen sich nur selten an andere Bündel an. Nach oben biegen sie, ohne ihre Structur zu ändern, in ein Blatt. Bei gestreckten Internodien sind sie im Stengel meist in einem Kreise geordnet, dessen sämmtliche Glieder gleichzeitig in das nächste Blatt eintreten, und der im nächsten Internodium durch einen neuen Kreis blind endender Stränge ersetzt wird (*Scirpus palustris*). Bei latenten Internodien finden sich mehrere Bastbündelkreise übereinander, die erst nach und nach, und zwar die oberflächlichen zuerst, dann die tiefer gelegenen, in verschiedene Blätter ausbiegen, aber vor ihrem Austritte aus dem Stengel mehrere Internodien durchziehen (Rhizom von *Typha*, Stamm von *Chamaedorea Schiedeana*, *Geonoma caespitosa* etc.). Der oberirdische Spross von *Typha* zeigt, dem entgegen, die Bastbündel nur auf den obersten Theil des Internodiums beschränkt, während der grösste Theil derselben im Blatte liegt, und ihr unteres Ende sich nur wenig über dessen Insertion nach abwärts in den Stengel erstreckt.

[2]) Trécul, A. „*Ann. des sciences nat.*“ *5. Sér.* XIV. 1872. *pag.* 80 ff. — Martinet, J. „*Ann. des sciences nat.*“ *5. Sér.* XIV. 1872. *pag.* 91 ff.

[3]) Häufig in senkrechte Reihen geordnet.

[4]) Reinke, J. „Morph. Abh.“ Leipzig 1873. *pag.* 13 ff.

[5]) Sie wird später durch Periderma ersetzt, und zwar findet da eine zweifache Verkorkung statt: es entsteht eine Korkschicht an der äussersten Peripherie der Rinde, und schreitet centripetal fort, eine andere bildet sich an der Peripherie des Pleromkörpers und entwickelt sich centrifugal; dadurch wird die parenchymatische Rinde allmälig zwischen den beiden, in entgegengesetzter Richtung vorrückenden Korklagen zusammengepresst, oft so sehr, dass die abgestorbenen Zellmembranen eine verworrene braune Masse bilden, in welcher, dicht an einander

und *Cupressineen* zeigen [1]) die radialen Längs- und Querwände der zweitinnersten Rindenlage älterer Wurzeln Wülste [2]), die einem partiellen Quellungsprocesse der Zellhaut ihren Ursprung verdanken [3]).

An geringelten Zweigen kann durch beim Abschälen stehen gebliebene Zellen des Cambiums eine Regeneration der Rinde [4]) eintreten, die mit der Kallusbildung an Stecklingen (*pag.* 453) wohl die grösste Aehnlichkeit hat [5]).

Die secundäre Rinde (*s* in Fig. 250 und Fig. 259, *b*, b^1 in Fig. 260 *B*) umfasst, wie bereits öfter erwähnt, die Bast- (Phloëm-) Bündel und Alles, was nach oder mit ihnen aus dem Cambium der Fibrovasalstränge gebildet wird, und meist sind die ersten Bastzellen (b^1 in Fig. 250) gute Grenzzeichen derselben. Da beim Dickenwachsthum des Stammes der Cambiumring einen immer grösseren Umfang erhält, müssen natürlich die späteren Bastbündel (b^2, b^3 in Fig. 250) immer breiter ausfallen, um, wie die ersten, den ganzen Raum zwischen zwei primären Markstrahlen (*M* und M^1 in Fig. 260 *B*) auszufüllen. Dabei spalten sie sich oft und lassen schmale Räume zwischen sich, die, wie die Zwischenräume zwischen den auf einander folgenden Bastbündeln, mit Parenchym erfüllt werden und dann als secundäre Phloëmstrahlen (Fig. 250 und Fig. 260 *B*) den secundären Xylemstrahlen entsprechen. So bilden sich nach und nach grosse, prismatisch dreiseitige Massen (*Tilia*), die in radialer und peripherischer Richtung von Parenchymlagen gitterartig durch-

---

gedrängt, die Krystalldrusen als resistente Körper sich abheben. Die durch diesen zweifachen Druck entstehende Spannung ist so erheblich, dass die Wände der inneren Korkzellen sich wellig biegen und falten; dann wird der äussere Korkmantel gesprengt und ringelt sich ab, die Reste der Periblemrinde folgen ihm, die innere Korkschicht tritt mit der Oberfläche in Berührung, und der ganze Wurzelkörper besteht dann nur aus den Producten des Pleroms.

[1]) Tieghem, Van. „*Ann. des sciences nat.*“ *5. Sér.* XIII. 1871. *pag.* 187 ff. — Reinke, J. „Morph. Abh.“ 1873. *pag.* 35 ff.

[2]) Im Stamme, selbst im hypocotylen Gliede fehlen sie.

[3]) Schleiden („Wiegmann's Archiv.“ 1839) und Schacht („Lehrb. d. Anat. u. Phys. der Pflanzen.“ I. Taf. III. Fig. 8—10) haben sie bei *Pellia epiphylla* beschrieben. Die Füllmasse (Quellmasse) dieser Wülste ist (nach Reinke) mit einem in Alkohol unlöslichen, in Aether dagegen allmälig löslichen, harzigen Körper imprägnirt, nach dessen Ausziehung mit Aether ein Celluloseskelet zurückbleibt, in welchem die, vorhin mit Harz erfüllten, Stellen zu Hohlräumen geworden sind. Bei den *Cupressineen*, die nicht, wie die *Abietineen*, Harzgänge in ihren Wurzeln haben, vertreten sie dieselben physiologisch.

[4]) Nicht zu verwechseln mit einer Ersetzung derselben durch Ueberwallen von den Wundrändern aus.

[5]) Schuhmann, J. „Dickenwachsthum und Cambium.“ Görlitz 1873. — Hartig, Th. „Bot. Zeit.“ 1863. *pag.* 286. — Trécul, A. „*Ann. des sciences nat.*“ *3. Sér.* XIX. *pag.* 257. — Stoll, R. „Bot. Zeit.“ 1874. *pag.* 790.

zogen und in Felder getheilt werden, deren äusserstes sich auf dem Querschnitte als das primäre Bündel darstellt, und meist von allen das grösste ist[1]). Einmal erzeugt, verändern sich diese Bündel weder an Gestalt, noch an Zahl, noch an Grösse.

Nicht immer aber werden so verschwenderisch Bastbündel erzeugt; oft nach dem primären nur noch wenige (*Acer*), oder ersteres allein (*Platanus* [Fig. 259], *Fagus sylvatica*), oder es wird in der secundären Rinde gar niemals Bast, sondern stets nur Parenchym gebildet (*Viburnum Lantana, Ribes*). Die Entwicklung der Bastbündel selbst zeigt keinerlei Periodicität, wie etwa die des Holzes, echte Jahresringe fehlen daher, auch ist die Zahl, in der sie sich bilden, bei ein und derselben Pflanze, ja an den verschiedenen Seiten eines und desselben Astes etc. oft sehr verschieden.

Ausser den Bastbündeln, und zwar besonders dort, wo deren Bildung mit zunehmendem Alter aufhört, tritt, in der Regel abwechselnd mit den Bündeln des ersten Bastkreises, häufig eine starke, poröse Verdickung gewisser Rindenparenchym-Zellgruppen ein, und zwar schon im ersten Jahre bei *Betula, Carpinus, Fagus, Quercus*. Diese Zellnester vermehren sich später bedeutend und bilden dann zwischen und mit den Bastbündeln, die weit aus einander treten, einen ziemlich geschlossenen Kreis. Bei *Fagus sylvatica, Acer campestre* etc. nimmt zuletzt fast das ganze Parenchym diese Gestalt an, selbst die Markstrahlen, und zwar bis tief hinein in's Holz, so dass, wenn man die Rinde abzieht, auf ihrer inneren Fläche diese verhärteten Zellmassen, wie kleine Längskämme, aus dem Holze hervorgerissen, die Stellen der Markstrahlen bezeichnen.

Das Parenchym der secundären Rinde stimmt im Ganzen völlig mit dem der primären überein. Am Schlusse der Vegetationsperiode füllen sich seine Zellen mit Stärke[2]), die im Frühjahre als Material für die Bildung von Blättern, Zweigen etc. dient. Daher strotzt denn auch das Rindenparenchym und das Mark insbesondere an jenen Stellen des Stengels, auf denen eine Knospe ruht, die sich entwickeln soll, von Stärke.

§. 54. Mark[3]) (*m* in Fig. 72 und Fig. 260 *A*; *Mk* in Fig. 260 *B*). Dasselbe nimmt in der Regel das Centrum der Organe ein, und entwickelt sich, wie die primäre Rinde, aus dem Urparenchym des

[1]) Die primären Bastbündel sind oft (*Vitis, Caprifolium* etc.) nicht nur an Grösse und Gestalt, sondern auch durch die Beschaffenheit ihrer Zellen sehr verschieden von den späteren.

[2]) Desgleichen die Markstrahlen bis zum Marke hin, und auch dieses (*Betula, Fagus*), wohl auch die Holzzellen (*Acer, Carpinus, Fagus, Quercus, Vitis*).

[3]) Gris, A. „*Nouv. Arch. du Museum.*“ VI. *pag.* 201 ff. und 9 Taf.

Vegetationskegels, und erlangt durch Vergrösserung und Verdickung seiner Zellen seine endliche Gestalt und Ausbildung. Meist bleiben die Zellen desselben parenchymatisch, und nehmen nur selten (*Apocyneen*, *Asclepiadeen*, *Moreen*) prosenchymatische Formen an. Ihre Gestalt ist sehr verschieden: rundlich (*Paeonia*), schwammförmig (*Canna*), sternförmig (*Butomus*, *Juncus* [Fig. 12], *Musa*), polyëdrisch (*Acacia*) etc. werden die einzelnen Elemente in der Regel durch grosse Intercellularräume von einander getrennt, und erscheinen meist, gegen die Markkrone (*Gymnospermen* und *Dicotylen*), oder gegen die Stengelperipherie zu (*Monocotyledonen*), successive mit immer kleinerem Durchmesser. Krystalle und Krystalldrusen sind äusserst häufig, auch kommen zerstreut unter den Markzellen öfters einzelne Bastzellen (*Rhyzophora*, *Sambucus*, *Solaneen*), oder Bastbündel (*Sonchus*, *Lactuca*), auch Siebröhren (*Atropa*) und Milchsaftgefässe vor. Die Membran der Markzellen bleibt in der Regel dünnwandig (*Balsamina*, *Sambucus*), oder verdickt sich stärker (*Dracaena*, *Cycas*, *Cytisus*, *Fraxinus*), auch sind häufig nur einzelne Zellgruppen besonders stark verdickt (Palmen, *Clematis*, *Hoja*), und zwar in der Regel porös [1]). Oefters zeigen einzelne Markzellen, besonders in der Nähe der Gefässbündel, gewellte Membranen, so nach Caspary [2]) im Blattstiele von *Ecballium*, *Tropaeolum*, *Neottia* etc., nach Schweighofer [3]) im Stengel von *Chelidonium majus*, *Primula officinalis*, *Brassica Napus*, *Cerinthe minor*, *Symphitum officinale* etc. Dabei verholzt die Wand derselben entweder *in toto* (*Hoja*) oder nur die äusseren Schichten (*Cytisus*, *Fagus*, *Fraxinus*).

Anfangs sind alle Markzellen safterfüllt; später werden sie oft inhaltsleer [4]) (*Cell. inertes* von Gris), oder bleiben thätig (dessen *Cell. actives*), zeigen dann derbere, porös verdickte Wände, und führen Stärke, Gerbstoffe etc., welche abwechselnd wieder aus ihnen verschwinden, oder endlich sie bleiben dünnwandig und führen Krystalle. Diese drei Zellformen des Markes sind nun sehr verschieden gruppirt. Entweder dasselbe besteht nur aus activen und krystallführenden Zellen (homogenes Mark nach Gris), oder es setzt sich aus lebensunfähigen (leeren) und aus activen Zellen zusammen (heterogenes Mark nach Gris). In ersterem Falle können die krystallführenden Zellen entweder nur in geringer Zahl und zerstreut (*Alnus*, *Betula*, *Fagus*, *Platanus*, *Pyrus*, *Quercus*), oder als Krystallzellennester

[1]) Die Markzellen von *Rhipsalis pendula* zeigen nach Vöchting behofte Tüpfel.

[2]) „Bot. Zeit." 1853. *pag.* 801 ff.

[3]) Nach Mittheilungen von Wiesner.

[4]) D. h. Luft oder wässerigen Zellsaft führend.

auftreten (*Andromeda*, *Calluna*, *Rhododendron*); in letzterem Falle können entweder die lebensunfähigen Zellen die Mitte einnehmen, die activen den Umfang des Markes (*Crataegus*, *Pyrus*, *Sorbus*), oder beide können in Lagen abwechseln (*Viburnum*), oder in nach allen Seiten netzförmig verbundenen Bändern (*Clethra*, *Rosa*, *Rubus*), oder in Querzonen des Markes abwechselnde Platten bilden (*Liriodendron*, *Magnolia*) etc. In allen Fällen ist dabei das Mark im Stengelknoten meist reicher an activen Zellen als anderwärts.

Bei einer und derselben Pflanzenfamilie ist der Bau des Markes sehr constant, ebenso zeigen gewisse Gattungen einen ganz aparten Aufbau desselben, so dass es interessante Anhaltspunkte für die systematische Anordnung der natürlichen Pflanzengruppen zu geben vermag.

Gris, der den Bau desselben immer zwischen zwei Stengelknoten untersuchte (internodiales Mark), zeigte, dass dasselbe an den Blattinsertionen (*Moëlle nodale*), an der Basis der Zweige (*Moëlle interraméale*) und am Ursprunge von Knospen (*Moëlle subgeminaire*) Veränderungen durchlaufe, die meist schon durch verschiedene Färbung (röthlich) sichtbar werden, und häufig in einer mächtigen Entwicklung des Stärkegewebes bestehen, das z. B. oft für sich allein die Diaphragmen des Stengelknotens bildet u. s. w.

Das Mark behält seine Lebensfähigkeit viele Jahre, oft bis in ein spätes Alter (*Betula*, *Fraxinus*, *Quercus*) und hilft mit zur Ernährung der ganzen Pflanze; nur in seltenen Fällen (*Sambucus*) wird es später ganz leer in allen seinen Theilen.

§. 55. Markstrahlen[1]).

Es sind diess jene Partien des Grundgewebes, welche bei *Gymnospermen* und *Dicotylen* zwischen den primären Gefässbündeln liegen (primäre Markstrahlen: *M* und *M'* in Fig. 260 *B*), oder innerhalb der letzteren auftreten (secundäre Markstrahlen: zwischen *M* und *M'* in Fig. 260 *B*)[2]). Erstere sind stets nur in geringer Anzahl vorhanden, letztere nehmen aber mit dem Alter des Organes an Zahl immer zu[3]).

---

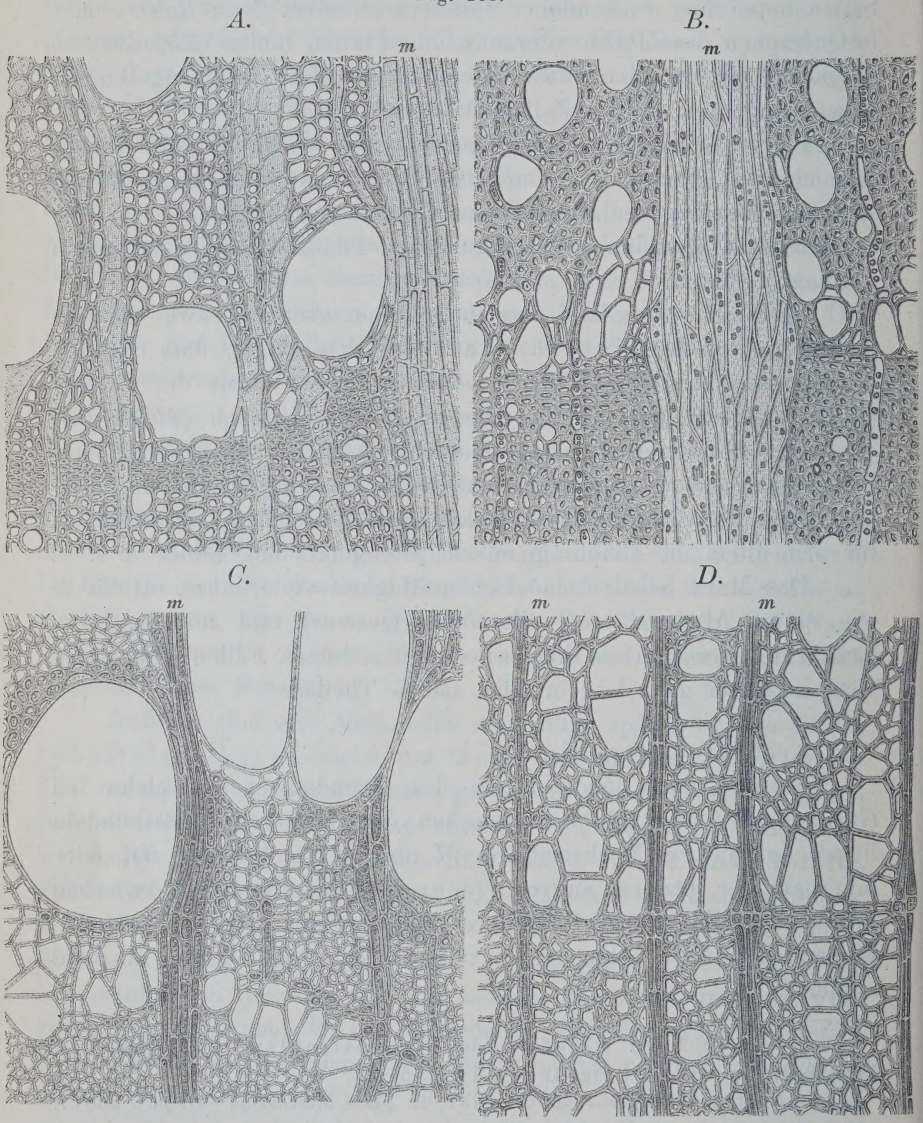
[1]) Je nach Lage: Phloëm- oder Xylemstrahlen. Vergl. auch die Fig. 42 *B*; Fig. 48 *B*, *D*; Fig. 49 *A* und Fig. 54 *A*.

[2]) Von Abbildungen vergl. Dippel, L. „Das Mikroskop.“ II. *pag.* 256 ff.; 274 ff. Er nennt die Markstrahlen: Zwischengewebe.

[3]) Reiches Materiale unter Anderen bei Nördlinger: „Querschnitte von Hölzern.“ Bd. I—VII. — Schroeder, J. „Das Holz der *Coniferen*.“ Dresden 1872. Auf einer Breite von 5^{mm} zählte Ersterer im Querschnitte deren 9 bei *Aristolochia Sipho*, 140 bei *Rhododendron maximum*, und zwischen diesen Werthen liegen alle nur denkbaren.

Die Markstrahlen bestehen aus radial stark verlängerten Zellen, welche beim Uebergange in Mark und Rinde nahezu isodiametrisch werden (Fig. 260 *B*); im Phloëme sind sie unverholzt (*Cycas, Dion*)

Fig. 265.



Vergrösserung 250. Querschnitte durch das Holz: *A* von *Quercus Robur* — *B* von *Fagus sylvatica* — *C* von *Ulmus campestris* — *D* von *Tilia grandifolia*; *m* Markstrahlen.

und in der Regel schwach, im Xyleme dagegen meist mässig, selten stark verdickt und verholzt (*Clematis*, *Fagus*). Die Wände zeigen geschlossene kleine (*Abies pectinata*) oder grosse Poren (*Pinus sylvestris*);

der Inhalt besteht in der Ruheperiode stets aus Stärke, zu anderen Zeiten aus in Wanderung begriffenen plastischen Stoffen, seltener aus Krystallen (*Buxus*, *Rhizophora*) [1]) etc.

Die Breite der Markstrahlen [2]), d. i. die Zahl der Zellreihen, aus denen sie bestehen (Querschnitte: *A*, *C*, *D* in Fig. 253 *B*; Fig. 265), ihre Höhe [3]), d. i. ihre Ausdehnung parallel der Gefässbündelaxe (Längs- und Tangentenschnitte: Fig. 266 und Fig. 267) und ihre Länge, d. i. ihre Erstreckung in radialer Richtung (Querschnitte), sind für den anatomischen Aufbau und die Charakterisirung der Holzarten von grösstem Werthe.

Im Allgemeinen zeigen die Markstrahlen der *Gymnospermen* und *Dicotylen* nur wenig Verschiedenes [4]). Bei ersteren sind sie meist einfach,

---

[1]) Wo sich Gummi in ihnen findet, entsteht es nach Prillieux („*Compt. rend.*“ LXXVIII. 1874. *pag.* 135 ff.) durch Umwandlung aus Stärke.

[2]) 1000 μ bei *Quercus Cerris*, 25 μ bei *Aesculus*, *Buxus*, *Evonymus* als Extreme.

[3]) Bei den primären ist sie gleich der der Internodien, also 10—20^{cm}, bei den secundären kann sie bis 25 μ fallen (*Abietineen*).

[4]) Nach Schroeder zeigen Längsschnitte durch *Coniferen*-Holz sehr häufig, dass die Zellen der mittleren Partie der Markstrahlen im Baue wesentlich abweichen von den Zelllagen, welche die obere und untere Grenze derselben darstellen; erstere nennt er innere, letztere äussere Markstrahlen. Er entwirft folgenden Schlüssel zur Bestimmung der *Coniferen*-Hölzer:

A. Hölzer mit zweierlei Markstrahlen, mit häufig auftretenden wagrechten und senkrechten Harzgängen.

I. Die äusseren Markstrahlen glatt und gleichzeitig die inneren Markstrahlen mit einem grossen Tüpfel, oder die äusseren Markstrahlen stark zackig verdickt:

1. die äusseren Markstrahlen (1—3 Zellreihen hoch) glatt, die inneren mit in der Regel Einem grossen Tüpfel: *Pinus Cembra*, *Pinus Strobus*;

2. die äusseren Markstrahlen stark zackig verdickt, die inneren wie bei 1;

a) das System der äusseren Markstrahlen herrscht vor: *Pinus sylvestris*, *Pumilio*, *uncinata*, *resinosa*, *Pallasiana*;

b) das System der inneren Markstrahlen herrscht meist vor: *Pinus austriaca* und *Pinaster*;

3. die äusseren Markstrahlen stark zackig verdickt, die inneren mit (meist 4, seltener 1—6) grossen, rundlichen, von der Kreisform abweichenden Tüpfeln: *Pinus Taeda*, *rigida*, *maritima*.

II. Die Wände der äusseren Markstrahlen glatt, um die behoften Tüpfel manchmal sehr zarte, schlanke Verdickungsspitzen; die inneren mit (1—4) kleinen, kreisrunden einfachen Tüpfeln:

1. um die Tüpfel der äusseren Markstrahlen zarte, schlanke Verdickungsspitzen; das System der äusseren Markstrahlen stärker als bei 2 entwickelt: *Abies excelsa*, *alba*, *nigra*, *orientalis*;

2. um die Tüpfel der äusseren Markstrahlen keine Verdickungsspitzen; das System der äusseren Markstrahlen schwächer als bei 1 entwickelt: *Larix europaea* und *microcarpa*.

und bestehen (*Juniperus, Taxus*) auf dem Querschnitte aus einer einzigen Zellreihe [1]), oder es sind ausser ihnen — doch stets in geringer Menge — auch breitere, zum grössten Theile mehrreihige vorhanden (*Pinus*), die in der Mitte einen Harzgang haben [2]) (*Pinus, Larix*). Neben den gewöhnlichen Markstrahlenzellen haben die *Abietineen* noch liegende Tracheïden [3]), mit öfters wie Zacken nach Innen vorspringender Verdickung (Zackenmarkstrahlen), ja ganz kleine Markstrahlen von *Pinus sylvestris* haben oft nur solche Tracheïden. Die Zellen zeigen entweder behofte, später offene, oder unbehofte geschlossene Tüpfel, deren innere Mündung gleichfalls häufig zierliche, zackenartige Vorsprünge der Verdickungsschichten haben. Die secundären Markstrahlen der *Cycadeen* und *Coniferen* sind, mit Ausnahme von *Ephedra*, stets einreihig; ihre Höhe wechselt, wie die der primären, oft ganz ausserordentlich (*Taxus*) [4]).

B. Holz mit zweierlei Markstrahlen (gebaut wie *A* II. 2), aber mit ehlenden oder sehr sparsam vorhandenen Harzgängen: *Abies canadensis.*

C. Hölzer mit einerlei Markstrahlen, fehlenden oder sehr sparsam vorhandenen Harzgängen:

1. Spiralverdickung in den Tracheïden nur ausnahmsweise vorhanden, meist fehlend: *Abies pectinata, Apollinis, balsamea, Fraseri*;
2. in allen Tracheïden sehr deutlich: *Abies Douglasii.*

D. Hölzer mit einerlei Markstrahlen, ohne Harzgänge:

1. alle Tracheïden ohne Spiralen: *Thuja, Juniperus*;
2. alle Tracheïden mit Spiralen: *Taxus.*

[1]) Bei den *Coniferen* behalten die primären Markstrahlen in Xylem und Phloëm gleiche Breite.

[2]) Die schmalen Markstrahlen sind die Ursache, dass das Holz der *Coniferen* sich so leicht und eben spaltet.

[3]) Hartig, Th. „Naturg. der forstl. Culturpfl." *pag.* 95. Taf. V.

[4]) Möller, T. „Denkschr. d. kais. Akad. d. Wiss. in Wien." XXXVI. 1876. *pag.* 10 (des Abdruckes) gibt über das Verhältniss der Wandverdickung von Tracheïden und Markstrahlen der *Coniferen* Folgendes an.

Entweder:

A. die Tracheïden stehen mit den Markstrahlen durch kleine, meist zahlreiche Poren in Verbindung: *Pinus Abies, Picea, Cedrus, Dammara alba*; oder

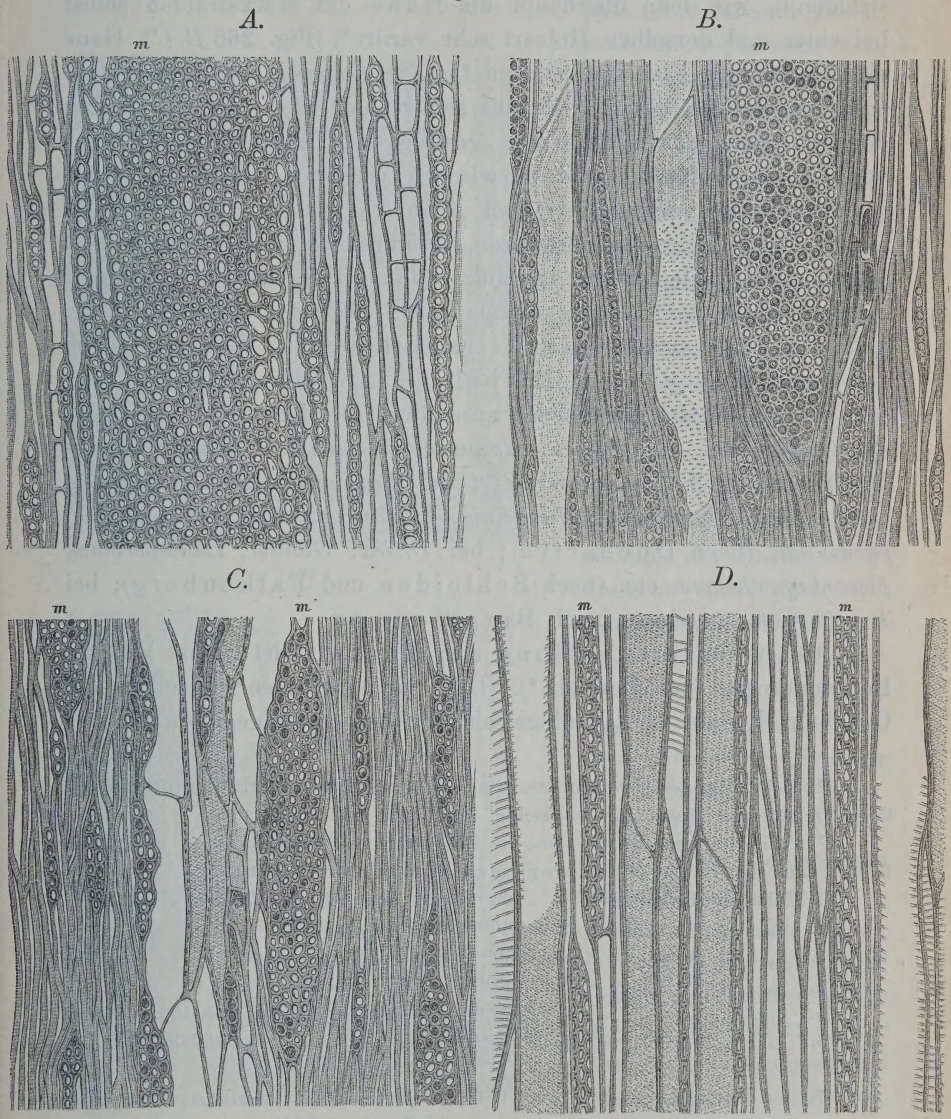
B. die Markstrahlen haben dieselben, nur kleinere Tüpfel als die Tracheïden: äussere Markstrahlzellen von *Pinus Larix, montana, sylvestris*, wohl alle *Cupressineen*; oder

C. die Wände der Tracheïden werden, wo sie über Markstrahlen ziehen, beträchtlich (2—3mal) dicker, und sie bilden auf diese Weise einen, selten mehrere unbehofte Tüpfel über je einer Markstrahlenzelle. Dabei sind letztere an den, dem Tüpfelcanale correspondirenden Flächen verdünnt oder resorbirt: *Pinus Strobus, montana, sylvestris, Laricio*; oder

D. die Markstrahlen sind dünnwandig, ohne Relief, aber die sie kreuzenden Tracheïden haben statt der runden behoften — schiefgestellte unbehofte Spaltentüpfel in grösserer Zahl: *Salisburia.*

Bei den *Dicotyledonen* sind die Markstrahlen entweder alle sehr schmal, ein- oder wenigreihig, mit freiem Auge nicht oder kaum unterscheidbar (*Fraxinus* [Fig. 253 *A*], *Populus* [Fig. 253 *C*], *Salix*

Fig. 266.



Vergrösserung 250. Tangentalschnitte durch das Holz: *A* von *Quercus Robur*. — *B* von *Fagus sylvatica* — *C* von *Ulmus campestris* — *D* von *Tilia grandifolia*; *m* Markstrahlen.

[Fig. 253 *D*], *Betula*, *Syringa*, *Acer campestre*), oder aber breiter (*Acer montanum*, *Ulmus* [Fig. 265 *C*], *Prunus*, *Robinia*, *Platanus*), oder es wechseln sehr schmale, einreihige, mit sehr breiten, mehrreihigen ab

(*Fagus* [Fig. 265 *B*], *Quercus* [Fig. 266 *A*]); dabei haben *Acer* sehr breite, aber niedrige, *Platanus* fast nur breite und ziemlich hohe, *Liriodendron* 2—3reihige höhere und niedere, *Tilia*, *Betula* etc. nur schmale, 1—2reihige, aber dabei höhere und niedere secundäre Markstrahlen[1]), wie denn überhaupt die Höhe der Markstrahlen selbst bei einer und derselben Holzart sehr variirt[2]) (Fig. 266 *B*, *C*). Ganz eigenthümlich gebaut sind sie bei *Corylus*, *Carpinus* und *Alnus glutinosa*; die breiten bestehen da aus senkrechten, d. i. in der Richtung der Längsaxe des Holzkörpers gestreckten Faserzellen und sehr vereinzelten Gefässen, und dazwischen verlaufen ein- oder wenigreihige Parenchymstrahlen[3]); bei *Aristolochia Sipho* bestehen sie[4]) aus zweierlei Zellen, aus grösseren, luftführenden, und aus kleineren, stärkehaltigen Elementen; in Holz- und Gefässzellen umgewandelt erscheinen sie bei *Clematis Vitalba* und *Casuarina torulosa* etc. etc.

Das Fehlen der Markstrahlen war bei *Periploca graeca* schon von Medicus und Mirbel, bei *Apocyneen*, *Cuphaea volubilis* etc. von Mohl angegeben; ausserdem aber fehlen sie im Stengel der *Orobanchen*, *Rhinantheen*, *Ranunculaceen* [excl. *Paeonia*], *Crassulaceen* etc. (nach Brongniart); bei *Caryophylleen*, *Plantagineen*, *Chenopodeen*, *Pyrolaceen*, *Hieracium*, *Centaurea*, *Pyrethrum*, *Melampyrum* etc. (nach Duchartre); bei *Urtica*, *Galium*, *Lithospermum*, *Mesembryanthemum* etc. (nach Schleiden und Falkenberg); bei *Bryophyllum calycinum* (nach Berge) u. s. w.

Ueber die Entwicklung der Markstrahlen hat Velten Beobachtungen veröffentlicht[5]). Das erste Auftreten derselben im Cambium konnte er allerdings nicht verfolgen, dagegen aber ihre

---

[1]) Bei *Tilia*, *Liriodendron* etc. sind die primären Markstrahlen während ihres Verlaufes im Holze nur 1—3reihig, im Phloëm vielreihig.

[2]) Bei *Acer*-Arten von 10—60 Zellreihen. — Nördlinger bringt die Hölzer nach der Höhe ihrer Markstrahlen in acht Classen:

1.	Höhe der Markstrahlen	160mm	bis über 1 Fuss: *Clematis.*
2.	„ „ „	etwa 160mm	*Alnus glutinosa.*
3.	„ „ „	50mm	*Quercus pedunculata.*
4.	„ „ „	5mm	*Fagus*, *Tilia.*
5.	„ „ „	2mm	*Morus alba*, *Prunus domestica*, *Cytisus.*
6.	„ „ „	1mm	*Acer*, *Cornus*, *Gleditschia*, *Robinia*, *Ulmus*, *Sambucus.*
7.	„ „ „	0·5mm	*Populus*, *Salix*, *Aesculus*, *Evonymus*, *Betula*, *Juglans.*
8.	„ „ „	0·2mm	*Buxus*, *Juniperus*, *Crataegus.*

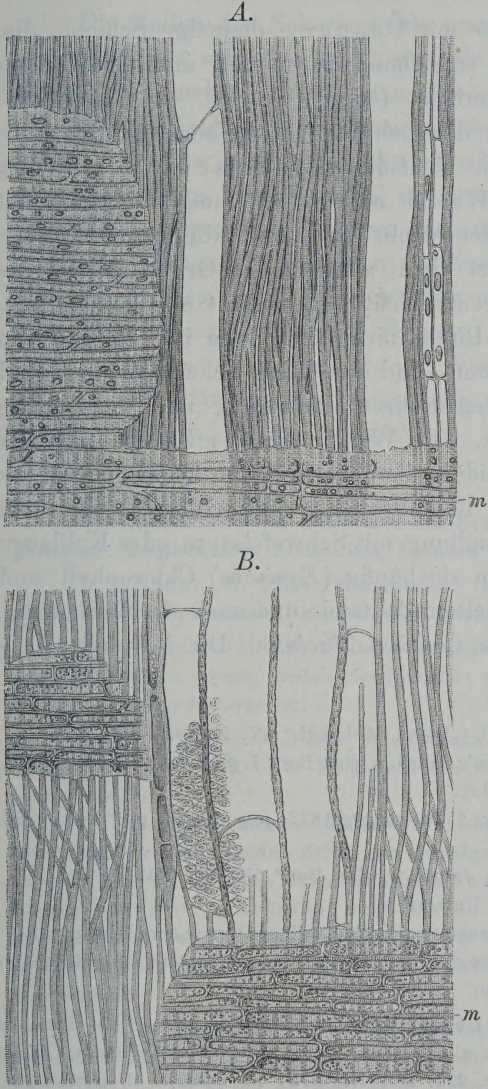
[3]) Aus Faserzellen bestehen auch die Markstrahlen von *Begonia*-Arten, von *Chaerophyllum*, *Daucus*, *Eryngium*, *Seseli* etc.

[4]) Sanio, C. „Bot. Zeit." 1863. *pag.* 127 ff.

[5]) „Bot. Zeit." 1875. *pag.* 809 ff.

Endigungen im Holze und in der secundären Rinde feststellen. Im Holze schliessen sie mit einer eigenthümlich geformten Kopfzelle (*Taxus baccata*) von ganz abweichender Gestalt; dieselbe gleicht in einem Falle einer Trompete mit langem Halse, sonst einer planconvexen, gestreckten, mit der planen Fläche der Axe zugekehrten Linse, deren grösster Durchmesser parallel der Axe liegt. In den einfachsten Fällen zeigen die Kopfzellen wenigstens eine keulenförmig angeschwollene Gestalt. In der secundären Rinde fehlt diese Schlusszelle (excl. *Acer Negundo*). Bei krautartigen Pflanzen (*Sida Napaea*) findet die Entstehung der Markstrahlen dadurch statt, dass eine Cambiumzelle sich durch Querwände mehrmals theilt; bei Holzgewächsen dagegen entstehen sie an der Spitze oder an einer der Seitenwände der Cambiumzellen. Der Uebergang eines einzelligen Markstrahles in einen zweizelligen geschieht nach ihm durch Fächerung der Cambiumzellen durch eine horizontale Wand; da indess der Längsschnitt öfters Bilder zeigt, wo über oder unter einem bereits vorhandenen Markstrahle ein neues Zellband sich anlegt, so dürfte wohl die Bildung hier in der Weise vor sich gehen, dass die Cambium-Markstrahlenzelle sich nach oben und unten ausstülpt, alsdann diese Ausstülpung

Fig. 267.



Vergrösserung 250. Längsschnitte durch das Holz: *A* von *Fagus sylvatica* — *B* von *Ulmus campestris*; *m* Markstrahlen.

durch eine senkrecht und wagerecht auftretende Wand abgeschieden wird, und diese Tochterzelle als Mutterzelle eines neuen Markstrahlenbandes functionirt [1]).

§. 56. Die Schutzscheiden [2]).

Wir verstehen darunter mit Caspary diejenige Schicht, die, Eine Zelllage dick, auf den seitlichen, oberen und unteren Wänden zum Theile gewellt, stets verholzt (oder verkorkt), ohne Zwischenräume entweder das System der Leitbündel im Ganzen (Gesammtschutzscheide), oder die einzelnen (Einzelschutzscheide), gleichviel ob in Stamm, Wurzel oder Blatt, umgibt. Sie bildet entweder die innerste Rindenschicht (wo eine abgegrenzte Rinde vorhanden ist), oder gehört dem allgemeinen Grundgewebe des betreffenden Organes als Grenzschicht nach den Gefässbündeln zu, an (wenn eine abgegrenzte Rinde nicht vorhanden ist: Rhizom von *Pteris aquilina*). Die Gesammt- und die Einzelschutzscheiden sind identisch [3]); beide dienen wegen ihrer Verholzung und Verkorkung als mechanischer Schutz. Die Wellung der Zellhäute der Seitenwände der Schutzscheidenzellen erscheint an Querschnitten als dunkler Punkt in den Radialwänden (Fig. 195 *B*), und tritt besonders deutlich bei Behandlung mit Schwefelsäure oder Kalilauge hervor [4]); als Inhalt führen sie häufig (*Equiseten*) Chlorophyll und öfters selbst in völlig entwickeltem Zustande und nach der Verholzung noch Stärke (*Carex arenaria*, *Cladium Mariscus*). Die Verholzung

---

[1]) Vergl. Müller, N. J. C. „Botan. Abhandl." IV. 2. Heft.

[2]) Caspary, R. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." I. *pag.* 444; IV. *pag.* 101 ff., und „Botan. Zeit." 1877. *pag.* 158 ff.

Russow, E. „Vergl. Unters." Petersburg 1872. *pag.* 168 ff., und Festschrift. Dorpat 1875.

Pfitzer, E. „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." VI. *pag.* 297 ff.

Falkenberg, P. „Vergl. Unters."

Karsten hat den Scheiden zuerst („Die Vegetations-Organe der Palmen." 1847) eine grössere anatomische Bedeutung zugeschrieben; er betrachtete sie, wie später Schacht, als verholztes Cambium.

[3]) Erstere setzt sich oft ohne Unterbrechung und Bauänderung auf die einzelnen Gefässbündel, auch die in's Blatt abgehenden, fort: *Menyanthes trifoliata*, *Adoxa Moschatellina* (Pfitzer, *l. c. pag.* 297, und Nicolai in „Schrift. d. phys. ökon. Ges. zu Königsberg." 1865. *pag.* 33).

[4]) Bei *Phaseolus*-Arten sind nach Dodel („Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." VIII. *pag.* 171) alle Wände gewellt und werden mit Kalilauge meist hellgrün gefärbt; auch bei *Equiseten* kommt nach Pfitzer das Gleiche vor, da können sogar in Einer Schutzscheidenzelle mehrere gewellte Bänder auftreten; ein Querschnitt zeigt dann je nach ihrer Zahl 3—4 schwarze Punkte.

selbst[1]) ist oft ausserordentlich stark und mächtig (Wurzeln von *Cyperus Papyrus*, *Scirpus lacustris*, *Dracaenen*; Stamm von *Potamogeten*), dabei sind die Zellwände häufig ungleichmässig verdickt (*Dracaena reflexa*[2]), zeigen indess nicht selten (*Dracaena*-Arten), trotz ausserordentlich starker Wanddicke, keine Porencanäle[3]).

Die Zellen der Schutzscheide grenzen stets ohne Intercellularräume an einander[4]); oft sind sie dünnwandig (Stamm von *Adoxa Moschatellina*, *Elodea canadensis*, *Menyanthes trifoliata*; Wurzel von *Ranunculus Ficaria*, *Stratiotes aloides*, *Victoria regia*); oft gleichmässig dickwandig[5]), und dann ohne Wellung der Seitenwände (Stamm von *Hippuris vulgaris*, *Myriophyllum verticillatum*; Wurzel von *Butomus umbellatus*, *Phoenix dactylifera*, *Scirpus lacustris*). Nur selten zu stark verdickten, porösen, oft braungefärbten Prosenchymzellen entwickelt (Schaft von *Butomus umbellatus*, Rhizom von *Carex arenaria*, *Cyperus Papyrus*), bleiben die Schutzscheidenzellen meist parenchymatisch, können aber dabei beträchtlich gestreckt (*Potamogeton*) oder sehr verkürzt erscheinen (*Sparganium ramosum*, *Typha latifolia*)[6]).

---

[1]) Verkorkt sind die Zellwände der Schutzscheide bei vielen krautartigen *Dicotylen*: *Campanulaceen*, *Compositen*, *Labiaten* etc.

[2]) Schacht, H. „Die Pflanzenzelle." Berlin 1852. Taf. XVIII. Fig. 6*x*; genau wie die Epidermiszellen von *Piper rubricaule* (Fig. 206).

[3]) Porencanäle haben die Schutzscheiden in den Wurzeln von *Cyperus Papyrus*, *Triticum repens*, *Smilax Sassaparilla*; schiefe Poren die von *Potamogeton lucens*, *natans*, *praelongus* etc.

[4]) Daher die beträchtliche Widerstandsfähigkeit; übrigens kommt es doch nicht selten vor, dass beim Dickenwachsthum die Schutzscheide gesprengt wird (*Dracaenen*).

[5]) Bei gleichmässig verdickten Schutzscheiden erscheinen häufig die von Aussen an sie angrenzenden Zellen des Grundgewebes allmälig immer schwächer verdickt, bis zu normalen dünnwandigen Zellen (Wurzel von *Cyperus alternifolius*, Rhizom von *Paris quadrifolia*), auch können Schutzscheiden dadurch, dass der schwarze Punkt, also die Wellung der Zellhäute immer mehr und mehr verschwindet, in gewöhnliches Parenchym übergehen (*Equisetum sylvaticum*, Knoten von *Equisetum arvense*).

[6]) Oefter bildet sich allein, fern vom centralen Holz- und Gefässkörper, ein zusammenhängender, mit der Schutzscheide nicht zu verwechselnder Cylinder von Bastzellen in der Rinde: so in jungen Stämmen von *Sapindaceen*, *Chenopodeen*, *Papaveraceen*, *Berberideen*, *Balsamineen*; in den Luftwurzeln von *Aroideen* etc. Er zerspringt später (beim Dickenwachsthum) und wird abgeworfen. Oder man trifft ausser der Schutzscheide in dem äusseren Gewebe der Rinde einen zweiten, aus bastartigen Parenchymzellen gebildeten Cylinder an: so in der Wurzel von *Phoenix dactylifera*, *Phragmites vulgaris*; im Rhizome von *Scirpus lacustris* etc. Caspary hat für diese Bildungen den Namen Scheidenschicht vorgeschlagen.

Russow[1]) hat das Scheidengewebe als Koleochym oder Kritenchym bezeichnet, und versteht darunter die innerste, besonders differentiirte Schicht des Grundgewebes, das die Leitbündel scheidenartig umschliesst, sowie die parenchymatischen Grundgewebszellen, die öfters zwischen der eigentlichen Scheidenschicht und dem Gefässbündel vorkommen. Besteht es aus prismatischen, an den Enden abgestumpften, dünnwandigen, gefärbten oder ungefärbten Zellen, bei denen entweder alle Wände der Einwirkung von Schwefelsäure widerstehen (*Rhizocarpeen* und *Filices*), oder nur ein wellenförmiger Streifen der zur Gefässbündel-Oberfläche senkrecht gestellten Wände (*Equisetaceen*, *Ophioglosseen*, *Phanerogamen*), so sind das die eigentlichen Schutzscheiden von Caspary. Sind dagegen die Scheidenzellen gleichmässig verdickt, die Mittellamelle stets stark verholzt oder verkorkt, die Verdickungsschichten häufig verholzt, selten (Wurzeln von *Hepatica*, *Tristania* und *Viola*) aus Cellulose bestehend, so nennt er sie Steifungsscheiden. Endlich bezeichnet er als Stützscheiden diejenigen, deren Zellwände ungleich verdickt sind[2]) und in der Regel bogige Porencanäle zeigen. Wie Caspary, unterscheidet auch Russow Einzel- und gemeinsame Scheiden (Gesammtscheiden).

Einzelscheiden zeigen nach ihm alle Leitbündel von concentrischem Baue (*pag.* 436), mit Ausnahme der Blattstränge der *Marattiaceen*, *Selaginellen* und *Lycopodien*, und der Stammstränge von *Selaginella*; sehr selten auch Fibrovasalstränge von collateralem Baue (*Equisetum limosum*, *Cyperaceen*, *Juncaceen*; bei *Dicotylen* nur *Caltha palustris* [Stamm]); gemeinsame Scheiden nur collaterale Gefässbündel (*Equisetaceen*, *Ophioglosseen*, *Monocotylen* [nur an unterirdischen Stämmen], *Gymnospermen* [Blätter] und *Dicotylen* [mehr an oberirdischen Stämmen]).

Einzelschutzscheiden haben die Wurzeln sämmtlicher *Kryptogamen*, sowie jener *Phanerogamen*, welche ein nachträgliches Dickenwachsthum zeigen, seltener solche, die keinen Cambiummantel entwickeln; ferner die Stämme mit wurzelstrangartigen Gefässbündeln, die Stämme und Blätter aller *Rhizocarpeen* und *Filices* (excl. *Marattiaceen*), die Blätter der *Equisetaceen*, die Stämme von *Equisetum limosum*, der *Ophioglosseen* und *Lycopodien*, auch einzelner *Phanerogamen* (*Menyanthes trifoliata*). Einzelsteifungsscheiden kommen

---

[1]) *l. c. pag.* 168 ff. etc.

[2]) Meist nach drei Seiten dick, die vierte dünn, selten nur Eine oder zwei Wände dick, und zwar meist die dem Leitbündel zugekehrte (Fig. 254 *B*), seltener die gegenüberliegende.

bei *Kryptogamen* nicht vor; bei *Phanerogamen* zeigen sie die Wurzeln der meisten *Monocotylen* und einiger *Dicotylen*, sowie die Mehrzahl der Einzelscheiden der *Cyperaceen* und *Juncaceen*. Einzelstützscheiden haben Blatt und Wurzel mehrerer *Polypodiaceen*[1]; bei den *Phanerogamen* nur die *Monocotylen*, und zwar: in Wurzeln (*Smilax*[2], *Phoenix*, *Yucca*, *Juncus*) und im Blatte (*Agrostis*, *Eriophorum*, *Isolepis*). Gemeinsame Schutzscheiden finden sich bei *Equisetaceen* und *Ophioglosseen*, sowie bei zahlreichen *Gymnospermen* und *Dicotylen*; bei *Monocotylen* sind sie nicht bekannt. Gemeinsame Steifungsscheiden sind selten, und nur bei *Monocotylen* aufgefunden; gemeinsame Stützscheiden ebenfalls nur bei *Monocotylen* vorhanden, und zwar häufig in den Rhizomen[3].

Bei den *Equiseten* hat Pfitzer[4]) das Verhalten der Schutzscheiden eingehend studirt. In den Internodien des Stammes[5]) kommen sie da in drei Formen vor: entweder als äussere Gesammtschutzscheide[6]), die das Gefässbündelsystem in seiner Gesammt-

---

[1]) Zugleich das einzige bekannte Beispiel gleichzeitig vorkommender Stütz- und Schutzscheiden.

[2]) Zuerst als diagnostisches Merkmal, zur Unterscheidung der Arten, von Schleiden empfohlen.

[3]) Die in der Regel zuerst auftretenden, durch ihre gewellten und verkorkten Radialwände ausgezeichneten Schutzscheiden nennt Russow später (Festschrift): Primanscheiden; die später aus ihnen durch Verdickung der Zellwände hervorgehenden: Succedanscheiden. Letztere sind entweder C-Scheiden, wenn die Wandverdickung der Zellen ungleichmässig, oder O-Scheiden, wenn sie gleichmässig erfolgt. Von diesen drei Scheiden verschieden sind die Aussenscheiden, die nie unmittelbar dem Leitbündel anliegen und auch nicht aus den Primanscheiden hervorgehen. Besonders auffällige Aussenscheiden finden sich in den Wurzeln von *Cupressineen* und *Taxineen* (Van Tieghem), sowie in den Wurzeln von *Pomaceen*, *Berberideen*, *Papilionaceen* etc. (Russow). Ihre Zellen sind auf den Radialwänden mit einem planconvexen Verdickungsbande versehen, und Russow nennt sie φ-Scheiden; sie können Ein- oder mehrschichtig sein und aus gleich (O), oder ungleich (C) verdickten Zellen bestehen etc. Das in Stamm und Blatt von *Filices*, *Rhizocarpeen* und *Selaginellen* zwischen der eigentlichen Scheide und dem Leitbündel liegende Ein- oder mehrschichtige, saftige, aus dem Grundgewebe hervorgehende Gewebe zieht Russow ebenfalls zu seinem Koleochym.

[4]) „Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot." VI. *pag.* 297 ff.

[5]) Die Aeste verhalten sich, mit Ausnahme der untersten Internodien (Vergl. *pag.* 517), wie die Hauptaxe.

[6]) Sie bildet ein Vieleck mit stumpfen Ecken, in denen die Gefässbündel liegen (Dreieck [*Equisetum scirpoides*], Sechs- bis Siebeneck [*Equisetum palustre*], nahe kreisförmig [*Equisetum Telmateja*]). Die oft prosenchymatischen, der Schwefelsäure stark widerstehenden und daher durch dieses Reagens besser sichtbar werdenden Zellen derselben sind niemals stark verdickt, führen als Inhalt einen feinkörnigen, durch Schwefelsäure sich dunkelbraun bis schwärzlich färbenden Stoff, der häufig

heit nach Aussen hin umgibt (*Equisetum palustre, pratense, scirpoides, sylvaticum, Telmateja*), oder als doppelte, äussere und innere[1]) Gesammtschutzscheide (Fig. 195 *A*; die Contour der Scheiden ist durch schwarze Punkte markirt: *Equisetum hyemale, ramosissimum, Schleicherii, trachyodon, variegatum* etc.), welch' letztere dasselbe nach Innen umschliesst, oder endlich als Einzelschutzscheide um jedes einzelne Gefässbündel (*Equisetum limosum* und *littorale*). In den Internodien des Rhizomes ist das Verhalten der Schutzscheiden entweder das gleiche wie im Stamme (*Equisetum arvense, limosum, littorale, palustre, pratense, scirpoides, Telmateja, variegatum*), oder zeigt auffallende Differenzen davon (*Equisetum sylvaticum*[2]) [hat da doppelte Schutzscheide], *Equisetum hyemale*[3]), *ramosissimum* und

(*Equisetum palustre*) als braunes Band im Lumen liegt, bisweilen Stärke, selten Chlorophyll. Ihre kleinsten Zellen liegen dicht an den Bündeln, die grössten in den Markstrahlen.

[1]) Die äussere verläuft als stark wellige, gebogene Linie, die sich nach Innen tief in die Markstrahlen hineinzieht; die innere, durch ihren schwarzen Punkt, Verhalten gegen Schwefelsäure etc. sich als ein, der äusseren identisches Gebilde manifestirend, ist meist beinahe kreisförmig, berührt die Leitbündel auf der inneren Seite und nähert sich in den Markstrahlen der äusseren so sehr, dass beide meist nur durch eine, seltener zwei Zelllagen getrennt sind, manchmal sogar ihre Zellen sich radial berühren. Die Zellen dieser doppelten Schutzscheide sind stärker verdickt als die einfachen, desgleichen tangental gestreckter, doch liegen auch hier die kleinsten und kürzesten meist unmittelbar am Gefässbündel, die gestrecktesten im Markstrahle; ihr Inhalt ist wie der in den Zellen der äusseren Schutzscheide. Die innere Schutzscheide wurde als neue Schutzscheide von Pfitzer entdeckt. — Erwähnt mag hier werden, dass die Schutzscheidenzellen der *Equiseten* und anderer Pflanzen sehr leicht (schon durch schwachen Druck) am schwarzen Punkte, d. h. an ihrer gewellten Längswand, zerreissen. Daher bei einfacher Schutzscheide das so leichte Zerreissen des Stammes in zwei, bei doppelter in drei Cylinder.

[2]) Successive Querschnitte zeigen, dass da die äussere Schutzscheide des Stammes sich unmittelbar in die gleiche des Rhizomes fortsetzt; die innere Schutzscheide des letzteren verläuft aber allmälig in das Parenchym des Stammes; die starken Verdickungen ihrer Zellen schwinden in den untersten Stamminternodien, dann werden die schwarzen Punkte undeutlich, der enge Verband der Zellen lockerer, endlich geht auch die Widerstandsfähigkeit gegen Schwefelsäure verloren.

[3]) Beim Uebertritte in den Stengel ändern zunächst die Einzelschutzscheiden des Rhizomes ihre Contour; sie werden an der, dem Stammmittelpunkte zugewendeten Seite flach und erhalten auf diese Weise rechts und links am Gefässbündel Ecken, die immer weiter vortreten, und so im Markstrahle auf eine kurze Strecke zwei parallele Schutzscheiden verlaufen. Da diess bei allen Bündeln geschieht, so stossen die Ecken benachbarter Bündelscheiden bald aneinander: in einer vierpunktigen Zelle, die sich wahrscheinlich theilt, und so die zwei Schutzscheiden im Stamme fertig macht. Nicht selten bilden sich hier und bei *Equisetum ramosissimum* im Markstrahlengewebe zwischen den vorrückenden

trachyodon [Einzelschutzscheiden]). Die Scheinknollen, wie sie manche *Equiseten* (*Equisetum arvense*, *hyemale*, *limosum*, *littorale*, *sylvaticum* und *Telmateja*) zeigen, und welche Ein angeschwollenes Internodium darstellen [1]), das den Internodien des Rhizomes gleichwerthig ist, und nur durch bauchiges Mark sich von ihnen unterscheidet, zeigen bei allen untersuchten Arten (*arvense*, *palustre* und *sylvaticum*) Einzelschutzscheiden, deren Zellen dünnwandiger als die der Stammschutzscheiden, sonst aber ihnen gleich sind [2]). In den Wurzeln endlich kommen bei allen *Equiseten* Gesammtschutzscheiden vor, deren Zellen sich nur durch ihre Kürze von den gleichen Elementen des Stammes unterscheiden, und in den Scheidezähnen ist jedes Gefässbündel von einer kleinen Schutzscheide umgeben, die mit der des Stammes im unmittelbaren Zusammenhange steht [3]).

Ecken selbstständig Schutzscheidenzellen, welche (5—9 an Zahl) kleinere Partien des Markstrahlengewebes (1—3, selten mehr Zellen) als eigene, in sich geschlossene Schutzscheiden umgeben, daher keine Gefässbündel, sondern Parenchymzellen umschliessen, und auch die Leitbündel nicht berühren. Pfitzer nennt sie Zwischenschutzscheiden. Sie sind oft mehrere Millimeter lange Röhren, die öfter oben und unten plötzlich offen werden, öfter aber auch dort mit den Schutzscheiden des Stammes zusammentreffen und so gleichsam Aussackungen derselben darstellen. Nach Russow kommen übrigens solche, Parenchymzellgruppen des Grundgewebes umschliessende Scheiden bei *Kryptogamen* öfters vor.

[1]) Nicht eine aus mehreren Internodien bestehende, angeschwollene Axe, wie die echten Knollen.

[2]) Da diese Scheinknollen, statt der Gesammtschutzscheide des Rhizomes, Einzelschutzscheiden besitzen, lassen sie sich nicht, wie diese, in zwei Cylinder theilen (Vergl. *pag.* 516).

[3]) Interessante Verhältnisse bieten die Schutzscheiden der *Equiseten* bei ihrem Durchgange durch den Stengelknoten dar, in welchem nicht nur die Internodien unter einander zusammenhängen, sondern auch die Stengelscheiden, Aeste und Wurzeln entspringen, wo man also den Zusammenhang der Schutzscheide dieser Theile mit der des Stammes ermitteln kann. Nach Pfitzer (*l. c. pag.* 331 ff.) verhalten sich da die verschiedenen Formen der Schutzscheide verschieden.

Bei Internodien mit äusserer Gesammtschutzscheide zeigen successive Querschnitte, dass je mehr man sich (*Equisetum palustre*) von unten her dem Knoten nähert, desto stärker sich die beiden in jedem Fibrovasalstrange vorhandenen Stränge gefässartiger Zellen (*pag.* 459) vermehren, so dass sie endlich zu einer, nach Aussen concaven, halbmondförmigen Masse zusammenfliessen, die auch die Kantenlücken ausfüllt; von ihrer äusseren Seite zweigt sich dann ein dünner Fibrovasalstrang ab, der nach Aussen gegen die, bis dahin unveränderte, äussere Gesammtschutzscheide vordringt; dieselbe weicht nun in einem kleinen, sich beim Vorrücken desselben immer mehr der Kreisform nähernden Bogen vor dem Strange zurück, endlich schliesst sich der Kreis, aber die so entstandene Schutzscheide des Scheidenstranges hat noch einige Zellen mit der Gesammtschutzscheide des Stammes

Bei den *Piperaceen* wurden die Schutzscheiden von J. Weiss

gemein. Auch diess hört bald auf, und der Scheidenstrang ist mit seiner Schutzscheide vollkommen frei; er geht dann unverändert in den betreffenden Scheidenzahn über, indem er das, die Lacunen der Rinde trennende Gewebe durchzieht. Während so der Scheidenstrang die Schutzscheide des Stammes durchbricht, vereinigen sich die sämmtlichen Gruppen gefässähnlicher Zellen zu einem geschlossenen Ringe, der nach Aussen von dünnwandigem Gewebe, dann von der Gesammtschutzscheide umgeben ist. Später trennt sich der Ring wieder in einzelne Gruppen, deren Grenzen aber jetzt an der Stelle liegen, wo die Scheidenstränge austreten, welche Gruppen demnach schon den Gefässbündeln des oberen Internodiums entsprechen. Gleich nachher verdicken sich die, zwischen und neben den gefässartigen Zellen liegenden Markzellen, sodann treten in den, zwischen den Gruppen liegenden verdickten Markzellen schwarze Punkte auf, und der nächste Querschnitt zeigt bereits eine innere Gesammtschutzscheide, ganz wie die im Rhizome von *Equisetum sylvaticum*. Sie liegt 1—2 Zelllagen von den gefässartigen Zellen entfernt, und zeigt die inneren Längswände ihrer Zellen oft gebräunt. An älteren Stämmen sind alle, innerhalb dieser Schutzscheide liegenden Zellen stark porös verdickt und dunkelbraun — sie stellen so das bekannte braune Diaphragma dar. Nach oben verliert sich diese innere Schutzscheide ebenso allmälig in's Mark, als sie von unten her sich allmälig aus demselben herausgebildet hatte. Ganz ähnlich verhalten sich *Equisetum arvense, pratense* und *sylvaticum*, welche gleichfalls im Knoten eine innere Gesammtschutzscheide besitzen. Wie Längsschnitte zeigen, stehen die äusseren Gesammtschutzscheiden von Stamm, Ast und Wurzel in unmittelbarem Zusammenhange, so dass die des Astes eine Ausstülpung von der im Stamme vorhandenen ist, während die der Wurzel ebenso eine Ausstülpung von der des Astes ist; beide Ausstülpungen gehen dabei an der Spitze in's Cambium über. Auch eine innere, sich später *in toto* bräunende Schutzscheide ist im Aste vorhanden, welche nach oben öfters in die innere Gesammtschutzscheide des Knotens übergeht etc. Uebrigens füllt sich bei fast allen *Equiseten* die Asthöhle nach und nach mit dunkelbraunen, verdickten Zellen.

Im Knoten zwischen den Internodien des Rhizomes geht (*Equisetum sylvaticum*) die äussere Schutzscheide im Wesentlichen unverändert durch den Knoten, indem sie gleichfalls die Gefässbündel der Aeste, Wurzeln und Scheiden überzieht; auch die innere verändert sich im Knoten wenig, sie tritt nur in die Aeste ein.

Beim Knotendurchgange der Einzelschutzscheide vermehren sich (*Equisetum limosum* und *littorale*) die gefässähnlichen Zellen jedes Bündels gegen den Knoten hin, die Einzelschutzscheiden werden elliptisch, die seitlichen Ränder der benachbarten Gefässbündel nähern sich, berühren sich endlich, zunächst mit ihren Sehutzscheiden, dann fliessen die Fibrovasalstränge zu dem bekannten, geschlossenen Ringe zusammen, der nun von einer doppelten Gesammtschutzscheide, einer inneren und einer äusseren, umgeben wird, indem die Einzelschutzscheiden sich seitlich vereinigen. Dieser geschlossene Ring und mit ihm die doppelte Schutzscheide dauern aber nur eine sehr kurze Strecke im Knoten, dann bilden sich in der Mitte jedes unteren Gefässbündels Einschnürungen, in welche die innere, bis dahin kreisförmige Schutzscheide eindringt; die Einschnürung wird dann zur Theilung, indem je zwei benachbarte Gefässbündelhälften sich zu einem neuen Bündel vereinigen, und es greift nun die innere Schutzscheide durch die entstandene Lücke nach Aussen über, um sich wieder mit der äusseren zu vereinigen. Während

studirt[1]). Bei einzelnen Arten dieser Pflanzengruppe fehlen nach ihm die Schutzscheiden entweder ganz (*Peperomia incana*, *galioides*, *brachyphylla*, *amplexifolia* und *variegata*), oder es kommen Gesammt- (*Pipereen*), oder Einzelschutzscheiden vor (*Peperomien*). Letztere umschliessen die Gefässbündel bald als völlig geschlossene Schicht (*Peperomia obtusifolia* und *rubella*), oder umfassen, nur einen Halbkreis bildend, lediglich das Cambium und Phloëm des Fibrovasalstranges (*Peperomia arifolia*, *urocarpa*, *inaequalifolia*, *Piper Carpunya*)[2]). In den Wurzeln dieser Pflanzen kommen gleichfalls Schutzscheiden vor, den Blättern und Blattstielen fehlen sie indess, ebenso vermisst man sie im angeschwollenen Stengelknoten von *Piper Carpunya* und *geniculatum*, sowie an den markständigen Gefässbündelsträngen.

Bei *Primula*-Arten hat Kamiensky[3]) das Hervorgehen der Schutzscheiden aus der innersten, den Fibrovasalcylinder umgebenden Periblemschicht des Stammes und der Wurzel beobachtet, und gezeigt, dass die fertige Schutzscheide entweder als Gesammtschutzscheide den Gefässbündelring umfasst (*Primula sinensis* [Stengel], *Boweana*, *carthusoides*), oder als Einzelschutzscheide die einzelnen Fibrovasalstränge (*Primula Auricula*, *calycina*, *Palinuri*), oder endlich nur die, eben aus dem Blatte in den Stengel tretenden Blattspuren (*Primula farinosa*) etc.

Nach Beobachtungen von Janczewski[4]) nimmt die Schutzscheide der Mutterwurzel entweder an der Entwicklung der

---

sich weiter die neuen Gefässbündel tangental verkürzen, bilden sich wieder elliptische Einzelschutzscheiden, die allmälig auch die regelmässige Kreisform annehmen etc.

Beim Knotendurchgange der doppelten Gesammtschutzscheide geht (*Equisetum variegatum*) dieselbe von unten nach oben zunächst in mehrere Einzelschutzscheiden über, dann wieder in die vorige Form zurück; diese trennt sich wieder in Einzelschutzscheiden, die sich endlich abermals zu einer doppelten Gesammtschutzscheide vereinigen. Die doppelte Schutzscheide des Stammes verwandelt sich also hier in die Form, welche in den Rhizomen der meisten Arten aus der Gruppe *Hyemalia* vorkommt, geht in dieser Form durch den Knoten (ganz wie bei jenen Rhizomen) und kehrt erst nach dem Durchgange in die alte Form zurück. Alle inneren Schutzscheiden stehen in der ganzen Pflanze unter sich, und ebenso alle äusseren unter sich in Verbindung, während im Knoten eine Vereinigung beider stattfindet.

[1]) „Flora." 1876. *pag.* 321 ff.

[2]) Dass die Schutzscheide häufig dort, wo ein Fibrovasalstrang aus dem Centralcylinder in die Rinde übertritt, unterbrochen, auch wohl daselbst nur stellenweise (*Monsterineen*) vorhanden ist, mag hier gleich mit erwähnt werden.

[3]) „*Dissert.*" Strassburg 1875.

[4]) „*Ann. des sciences nat.*" 5. *Sér.* XX. *pag.* 205 ff.

Seitenwurzeln keinen Antheil (*Pinus*, *Raphanus*) [1]), oder sie betheiligt sich an dem Dickenwachsthume der Seitenwurzeln in hervorragender Weise (*Zea*), erzeugt die Epidermis und die calyptrogene [2]) Schicht derselben (*Pistia*), oder im Vereine mit Ein bis zwei Rindenschichten, die gesammte Rinde der Seitenwurzel nebst der seitlichen Calyptrogenschicht (*Cucurbitaceen* und *Papilionaceen*).

---

[1]) Sie verwandelt sich in eine äussere Schicht der Wurzelhaube (*Allium*, *Sagittaria*), oder in mehrere Schichten derselben (*Helianthus*, *Zea*).

[2]) Das Meristem, welches die Wurzelhaube erzeugt.

SACHREGISTER.

A.

Abnorme Holzbildungen 451, 484.
Abschnürung 222.
Achselsprosse 468.
Aetherische Oele 181.
Albumen 217.
Aleuron 138.
Aloëdrüsen 287.
Aloëharz 287.
Altmeristem 246.
Aluminium 199.
Ameisensäure 192, 359.
Amoebenartige Bewegung 82.
Amydon 145.
Amylodextrin 157.
Amylum 145.
Anastomosenstränge 462, 469.
Angiospermen 215.
Anisöl 184.
Antheridien 88.
Anthocyan 133.
Anthoxanthin 117, 119, 128.
Antipoden 214.
Apfelsäure 192.
Apfelsaures Kali 197.
Apfelsaurer Kalk 197.
Apfelsaures Natron 198.
Aporetin 287.
Apostrophe 114.
Apposition 21, 472.
Apricosenbaumgummi 175.
Arabin 174, 175.
Arabisches Gummi 174, 175.
Asa foetida 174, 189, 294.
Asarondrüsen 280.
Asparagin 192.
Athemhöhle 298, 382, 384.
Aufspringen von Früchten 243.
Ausführungsgänge 286.
Aussenscheiden 515.
Aussenschicht 335.
Axendrehung der Schwärmsporen 86.
Axenstrangtypus 491.
Axenverhältniss der Spaltöffnungen 386.

B.

Bablah 188.
Balata 191.
Balsame 189.
Balsamgänge 295.
Basipetal 493.
Bassorin 174, 175.
Bast 436, 454, 456.
— primärer 476, 502.
— secundärer 476, 502.
— -Bündel der Rinde 501.
— -Cylinder 473, 513.
— -faserähnliches System 438.
— -Fasern 456.
— -Parenchym 454.
— -Röhren 253.
— -Röhren, conjugirte 253, 275.
Bathybius 175.
Baumöl 181.
Bdellium 295.
Befruchtung der Algen 206.

Befruchtungs-Kugel 204, 211.
— -Schlauch 205.
Behofte Tüpfelzellen 31.
Beigeordnete Theilungen 403.
Beiwurzeln 469.
Benzoë 189, 295.
— -Säure 192.
Berberin 192.
Bernstein-Säure 411.
Beschläge, mehlige 338.
Betuloretin-Säure 369.
Bewegung des Protoplasma's 81.
Birkentheer 416.
Bittermandelöl 184.
Bläschenbildungen 79.
Blastocolla 371.
Blattfall 123, 243.
— -grün 106.
— -Spur 462.
— -Stellung 472.
— -stiel-Lenticellen 433.
— -Zähne 352, 373.
Blauer Farbstoff 129.
Blauholz 137.
Borke 419.
Borkenbildung 420.
Borsten 257.
Brauner Farbstoff 134.
Brennhaare 358.
Brom 198.
Bruchkörner 146.
Büschelhaare 361.

C.

Calamus-Typus 490.
Calendulin 175.
Callöse Platte 259.
Callus 453.
— -Platte 259.
Cambiform 275, 454.
Cambium 436, 457, 476.
— -Ring 476.
— -Streifen 489.
— -Wand 322.
Canada-Balsam 189.
Canto-Rinde 66.
Carnauba-Wachs 186.
Cassave-Mehl 169.
Catechu 187.
Cellulose 5, 18, 159.
Cellulose-Membran 5.
— -Reaction 19.
Centrifugales Dickenwachsthum 23.
Centripetales Dickenwachsthum 24.
Cerasin 174.
Chinesischer Talg 178.
Chinin 193.
Chlor 198.
Chlorophyll 106.
— -Farbstoff 115.
— -Körner 107.
— -Körper 107.
— -Lagerung 113.
— -Spectrum 116.
— -Wanderung 113.
— -Zersetzung 128.
Chlorose 115.
Chrysophan-Behälter 287.
— -Säure 288.
Cinchonin 192.
Circulation 92.
Citronenöl 183.
— -Säure 192.
— -saures Kali 198.
— -saurer Kalk 197.
Coalitus 467.
Cocosfett 178.
Coenobium 238.
Coffeïn 192.
Collagenschicht 371.
Collenchym 252, 384, 499.
Colleteren 280, 371.
Colophonium 189.
Conjugation 202, 205.
Conjugirte Zellen 244, 253.
Copale 295.
Copulation 202, 205.
Corpuscula 223.
Corrosion durch Wurzelhaare 355.
Cotyledonarspur 495.
Coumarinsäure 192.
C-Scheiden 515.
Cuticula 64, 331.
Cuticularisirte Zellhäute 64, 331.
Cuticularschichten 65, 332.
Cyclose 267.
Cystolithen 24.
Cytoblast 3, 101, 458.
— secundärer 103.
— -Theilung 104, 221.

D.

Dahlin 175.
Dammar 295.
Dauergewebe 246.
Degradation des Chlorophylls 127, 129.
Dermatogen 324.
Diatomin 134.
Dickenwachsthum der Zellhaut 22.
— primäres 470.
— secundäres 471, 476, 482.
Dickwandige Zellen 20.
Differentiirung der Gewebe 238, 309.
Diffusion 53.
Dioscoreentypus 490.
Dornen 377.
Drachenblut 189.
Drüsen 278.
— äussere 279.
— einfache 279.
— innere 279.
— zusammengesetzte 279.
— -Haare 284.

E.

Ebonit 191.
Eier 204, 223.
Einfache Leitbündel 489.
— Stärkekörner 146.
Einseitige Zellhautverdickung 27, 51, 331.
Einzellige Haare 354.
Einzellige Pflanzen 67.
Einzelschutzscheiden 512, 514.
— -Steifungsscheiden 514.
— -Stützscheiden 515.
Eiweisskörper 217.
Elemi 295.
Embryosack 214.
Emergenzen 376.
Endochrom 134.
Endodermis 345.
Endosmose 53.
Endosperm 215.
Epiblema 329.
Epidermis 329.
— gefächerte 387.
— mehrschichtige 336.
— -Wand 322.
Epiphyten 338.
Epiplasma 213.
Epistrophe 113.
Epithelium 329.
Eremoblasten 274.
Ersatzzellen 440.
— -Fasern 440.
Erythrophyll 119.
Erythroretin 288.
Essigsäure 192.
Essigsaures Kali 197.
Etiolin 119.
Etiolirte Pflanzen 108.

F.

Faltung der Zellhaut 244.
Farbenänderung immergrüner Blätter 123.
— von Blüthen 135.
Farbenvertheilung 136.
Farbhölzer 137, 448.
Farbstoffe 125.
— Blau 129.
— Braun 134.
— Gelb 128.
— Grau 135.
— Grün 106.
— Orange 126.
— Roth 132.
— Schwarz 135.
— Violett 131.
— Weiss 135.
Farbstoffkugeln 132, 133.
Fascicularcambium 476.
Fenchelöl 184.
Fernambukholz 137.
Fette Oele 178.
Fettkrusten 341.
— -Ueberzüge 338.
Fibrovasalstränge 435.
— cambiumhaltige 436.
— cambiumlose 436.
— collaterale 436.
— concentrische 436.
— geschlossene 436.
— offene 436.
— secundäre 471.
— der Wurzel 460, 478.
— Bau 458.
— Vertheilung 458.
Filicinentypus 490.
Filzgewebe 251.

Flächenwachsthum der Zellhaut 21.
Fluorescenz 115, 137.
Folgemeristem 246.
Freie Zellbildung 212.
Fruchtzucker 173.
Frühjahrsholz 480.
Füllgewebe 497.
Füllzellen 426, 427.
Fusionsgebilde 252.

G.

Gallertschläuche 49.
Gallussaures Kali 198.
Gallussaurer Kalk 197.
Gambir 187.
Gasdiffusion 55.
Gefässbündel 435.
— cambiumhaltige 436.
— cambiumlose 436.
— collaterale 436.
— concentrische 436.
— geschlossene 436.
— offene 436.
— secundäre 471.
— -Ausbildung 491.
— -Bau 458.
— -Vertheilung 458.
— -Scheide 512.
Gefässe 6, 252, 446.
Gegenfüssler 215.
Gelber Farbstoff 128.
Gelbholz 138.
Geleitzellen 456.
Gemeinsame Stränge 462.
Gemischte Gefässe 273.
Gerbmehl 186.
Gerbstoff 186.
— -Kugeln 186.
Geruchsverhältnisse 182.
Gesammtschutzscheide 512.
— äussere 515.
— innere 516.
— -Steifungsscheide 515.
— -Stützscheide 515.
Gewebe 235.
— -Bildung 235.
— -Systeme 309.
Gitterzellen 257.
Glandeln 285, 369.
Glasur, spröde 341.
Glauk 338.
Gliederhaare 359.
— -Zelle 246.
Glitschbewegung 92, 96.
Globoïde 139, 142.
Granne 363.
Granulose 158.
Grapp 128.
Graue Farbe 135.
Grundgewebe 309, 497.
— secundäres 471.
Gummi 46, 173, 283, 288.
— ammoniacum 294.
— -Drüsen 283.
— elasticum 191.
— -Gänge 290, 292.
— Galbanum 294.
Gummigutt 174, 189, 294.
Gummi-Harze 174, 189.
— -Gänge 294.
— -Schleim 175.
Gummosis 293.
Guttapercha 191.
Gymnospermen 217.

H.

Haare 350.
— physiol. Bedeutung 376.
— Vorkommen 375.
Haarfilz 356.
Haarköpfchen 369.
Halbzusammengesetzte Stärkekörner 164.
Hanföl 181.
Hartgewebe 252.
Harz-Behälter 288.
— -Gänge 290.
— -Mehl 190.
Harze 188.
Hautdrüsen 382.
Hautgewebe 327.
Hautschicht 6, 77.
— -Platte 225.
Hefezellen 7, 223.
Herbstholz 480.
Hesperidin 178, 283.
Heterostomata 398.

Hilfszellen 388.
Hinterhof 384.
— -Spalte 384.
Holz 436, 437.
— anomales 451.
— primäres 476.
— secundäres 476, 478, 485.
— -Fasern 441.
— -Gefässe 267, 446.
— -Gewebe 250.
— -Parenchym 439.
— — -Fasern 439.
— — gefächertes 439.
— — unregelmässiges 439.
— -Ring 476.
— -Röhren 267.
— -Zellen, gefässartige 444.
Hüllenlose Zellen 2.
Hüllhaut 48.
Humification 421.
Hyphengewebe 251.
Hypocotyles Glied 495.
Hypocotyler Stengel 493.
Hypoderma 347.

I.

Idioblasten 274, 375.
Imbibition 45.
Imbibitionsvermögen des Plasma's 79.
Immergrüne Blätter 123.
Incrustirende Substanzen 62.
Indigo 131.
Inhalt der Zellen 74.
Initialen 324.
Innenschlauch 259.
Intercalares Wachsthum 21.
Intercellularraum 242.
Intercellularsubstanz 236, 237.
Interimistische Theilungen 400.
Intrafascicularcambium 476.
Intussusception 21, 472.
Inulin 175.
Japanisches Wachs 185.
Jahreslagen 479.
Jahresringe 479.
— falsche 482.
Jod 198.
— -Reaction 159.
— -Stärke 156.

K.

Kali 197.
Kalk, kohlensaurer 196.
— oxalsaurer 194.
— -Salze 196.
— schwefelsaurer 196.
Kamholz 137.
Kampher 280.
— -Drüsen 280.
Kautschuk 191, 278.
Keimbläschen 214.
— -Fleck 206.
Kern des Amylums 150.
— der Zelle = Cytoblast.
— -Fäden 224.
— -Holz 448, 479.
— -Körperchen 103.
— -Platte 224.
Kino 187.
Kirschgummi 47, 175.
Klebermehl 138.
Kletterhaare 358.
Knoppern 188.
Knotengeflecht 462, 470.
Köpfchenhaare 285, 368.
Körnchenüberzug 339.
Körnerschicht 6, 77.
Kohlensaurer Kalk 196.
Kohlensaures Natron 198.
Koleochym 499, 514.
Korkbildung 412.
— -Cambium 412.
— -Gewebe 410.
— -Leisten 434.
— -Rindenzellen 416.
— -Säure 411.
— -Stoff 411.
— -Warzen 423, 434.
— -Zellen 410.
Krystalle 193.
Krystall-Kammern 196.
Krystalloide 139, 141, 144.
Krytenchym 498, 514.
Kupfer 196.
Kurztriebe 473.
— -Zellen 330, 340, 407.
Kyanophyll 116.

L.

Lactucarium 266.
Ladanum 369.
Lakmus 132.
Langtriebe 473.
Lavendelöl 184.
Lebenssaft 267.
Lederkork 415.
Leerzellengewebe 246.
Leimgewebe 251.
— -Zotten 371.
Leinöl 181.
Leinsamenschleim 175.
Leitbündel 435.
— -Zellen 257, 437, 444.
Lenticellen 423.
— secundäre 428.
Leucophyll 117.
Libriform 441.
— -Fasern 441.
— — einfache 441.
— — gefächerte 442.
Lignin 61.
Lignireose 62.
Lignone 62.
Lignose 61.
Linsenkörperchen 423.
Lithocysten 257.
Lohe 188.
Luft-Canäle 296, 298, 299, 301.
— führende Intercellularräume 296.
— -Gänge 296.
— -Höhlen 296, 298.
— -Räume 295.
Lumen 4.
Lupulin 367.

M.

Maclurinsalze 138.
Mandelbaumgummi 175.
— -Oel 181.
Mannit 173.
Mark 436, 474, 503.
— heterogenes 504.
— homogenes 504.
— internodiales 505.
— -Krone 269, 450, 476.
— -Scheide 269, 450, 476.
— -Strahlen 505.
Markstrahlen-Cambium 476.
— äussere 507.
— innere 507.
— primäre 436, 474, 503.
— secundäre 478, 505.
Mastix 189.
Mauerparenchym 250.
Mechanik der Plasmabewegung 96.
Mekkabalsam 295.
Merenchym 248.
— -Zellen 13.
Meristem 245.
Meristematische Zellbildung 200.
Mesophyll 498.
Metaplasma 77.
Microstomata 398.
Milchsaft 266, 277.
— -Gefässe 262.
— -Gänge 265, 294.
Milchzellen 267, 276.
Milchzucker 173.
Mineralstoffe 193.
Mittellamelle 236.
Mohnöl 181.
Molecularstructur der Zellhaut 70.
Morinsalze 138.
Morphin 192, 193.
Mutterzellen 200.
Myricawachs 185.
Myrrhe 174, 295.
Myxomyceten 2.

N.

Nadelzweiglein 473.
Natron 198.
Nebenwurzeln 469.
— -Zellen 388.
Nectarium 183.
Netzfaserzellen 34.
— -Gefässe 270.
Neurostomata 398.
Nitrocellulose 53.
Nucleoli 103.
Nucleus 100.

O.

Oberhaut 329.
— gefächerte 337.
— mehrschichtige 336.
Oel 178.

Oel, ätherisches 182.
— fettes 178.
— -Drüsen 280.
— -Gänge 290, 294.
— -Gehalt 179.
— -Körper 181.
— -Palmen 179.
Olivenöl 179, 181.
Oogonium 204.
Oospore 207, 212.
Opium 266.
Optisches Verhalten der Stärke 161.
— — der Zellhaut 55.
Optisch negative Zellhäute 59.
— positive „ 59.
Orange Farbstoff 126.
Orseille 132.
O-Scheiden 515.
Oxalsäure 192.
Oxalsaures Kali 197.
Oxalsaurer Kalk 194.
Oxalsaures Natron 198.

P.

Paarung von Schwärmsporen 205.
Palissadenparenchym 250.
Palmenfett 178.
— -Typus 468.
— -Wachs 185.
Papillen 352.
Pappus 377.
— -ähnliche Haare 361.
Parenchym 249.
— -Zellen 13.
Parenchymatisches System 438.
Pectinstoffe 191.
Pectose 191.
Pellicula 6.
Periblem 324.
Pericambium 323, 470.
Periderma 412.
Permeabilität der Zellhaut 53.
— des Protoplasma's 79, 81.
Perubalsam 295.
Pfefferminzöl 184.
Pfirsichbaumgummi 175.
Pflanzen-Alkaloide 192.
— -Butter 178,
— -Fette 178.
Pflanzen-Säuren 192.
— -Talg 178.
— -Wachs 184.
Pflaumenbaumgummi 175.
Phäoretin 287.
Phelloderma 416.
Phellogen 412.
Phloëm 435, 454.
— markständiges 476.
— primäres 476.
— secundäres 476.
— -Strahlen 478, 502.
Phloroglucin 414.
Phosphor 189.
— -Säure 142.
— -saures Kali 197.
— -saurer Kalk 196.
Phycochrom 131.
Phycocyan 133.
Phycoërythrin 119, 133.
Phyllocyanin 117.
— -Xantheïn 118.
— -Xanthin 117.
Plasma 2, 6, 74.
— -Bewegung 82.
Plasmodium 74.
Plerom 324.
— -Scheide 498.
Pollenbildung 222.
Poren 382.
— -Canäle 28.
— -Gefässe 272.
— -Zellen 28, 383.
Poröse Zellen 28.
Primäre Zellhaut 4.
Primanscheiden 515.
Primordial-Blätter 496.
— -Schlauch 80.
— -Zellen 2, 16, 75, 221.
Procambium 436.
— -Strang 436.
Prosenchym 250.
— -Zellen 13.
Proteïnkörner 188.
— -Krystalle 144.
Protophloëm-Gefässe 489.
— -Zellen 489.
Protoplasma 2, 6, 74.
— -Bewegung 82.
— -Reactionen 78.

Protoplasma-Strömung 82.
Protoxylem-Gefässe 489.
— -Zellen 489.
Pseudoparenchym 251.

Q.

Quellung der Zellhaut 44.
Quillaja-Rinde 190.

R.

Radialreihung des Holzes 451.
Raphiden 194.
Rapsöl 181.
Reducirte Leitbündel 489.
Regeneration der Rinde 502.
Reif 338.
Reservenahrung 168.
Resonanzholz 481.
Rhodospermin 144.
Richtungsaxe der Spaltöffnungen 394.
Ricinusöl 181.
Rinde 500.
— primäre 419, 500.
— secundäre 419, 454, 500, 502.
Rinden-Höckerchen 423.
— -Krone 482.
— -Poren 423.
— -Wand 322.
Ring-Faserzellen 34.
— -Gefässe 271.
— -Streifung 40.
Ringelborke 419.
Rohrzucker 171, 173.
Rosen-Campher 183.
— -Oel 183, 184.
— -Stacheln 377.
Rosmarinöl 184.
Rotation 88.
Rother Farbstoff 132.
Rothholz 137.
Rubusstacheln 364.
Rudimentäre Leitbündel 489.

S.

Saft-Behälter 278, 286.
— -Bläschen 78.
— -Gänge 278, 289.
Sago 169.
Salep 175.
Salpetersaures Kali 197.
Salpetersaurer Kalk 196.
Salzpflanzen 198.
Salzsaurer Kalk 197.
Samen-Fäden 88.
— -Körper 206.
Sammelhaare 357.
Sandarac 295.
Santelholz 137.
Saponin 190.
Sappanholz 137.
Sarkode 2.
Satzmehl 138.
Scheibendrüsen 367.
Scheidengewebe 498.
Scheitel-Zelle 246, 310, 313.
— — -Gruppe 311.
Schichtung der Stärke 149.
— der Zellhaut 38.
Schlauchgefässe 255.
Schleim-Bläschen 78.
— -Pilze 2.
Schliesszellen 382.
Schneedruck 481.
Schraubengefässe 269.
Schrumpfung der Zellhaut 51.
Schülfern 365.
Schuppen 365.
— -Borke 419.
Schutz-Scheiden 512.
— -Zellen 409.
Schwärmsporen 85.
— — -Bewegung 85.
— — -Bildung 202.
Schwammgewebe 298.
Schwarz 131, 135.
Schwimmende Bewegung 85.
Schwefel 198.
— -saurer Kalk 196.
Sclerenchym 252, 499.
— -Zellen 276.
Sclerotium 76.
Scytonemin 134.
Secretionsorgane 277.
Secundäre Zellhaut 22.
Segmentzellen 311.
Seifenartige Substanzen 190.
Seifen-Beeren 191.
— -Wurzeln 190.

Senegalgummi 175.
Sesamöl 181.
Sextanten-Wand 321.
— -Zelle 321.
Sieb-Köpfe 259.
— -Leitzellen 257.
— -Parenchym 258.
— -Platte 259, 261.
— -Poren 258.
— -Röhren 257, 456.
— — -Bündel 258.
Sinistrin 175.
Solitär 139.
Spaltöffnungen 382.
— -Entwickelung 398.
Specialmutterzellen 222.
Spectrum des Chlorophylls 116.
— der Farbstoffe 137.
Spermatozoïden 88.
— -Bewegung 85.
— -Bildung 203.
Sphärokrystalle 176, 284.
Spiegelfasern 478.
Spiral-Faserzellen 34.
— -Gefässe 267, 269.
— -Streifung 40.
Spiroiden 267, 269.
Spitzenwachsthum der Zellhaut 21.
Splint 448, 479.
Sporenbildung 213, 231.
Spreitekorn 382.
Stacheln 376.
— von Rosa 377.
— — Rubus 364.
Stäbchen-Platte 224.
— -Ueberzug 339.
Stärke 145.
— Cellulose 159.
— -Kleister 154.
— -Mehl 145.
— -Reaction 159.
Stamm, Dickenwachsthum 470, 476.
Stammeigene Stränge 462.
Stecklinge 453.
Steifungsscheiden 514.
Steinöl 183.
— -Zellen 499.
Sterigma 222.
Storax 189, 293.
— -Oel 184.
Strangscheiden 512.
Streifung der Zellhaut 38.
Strömung des Protoplasma's 81.
Structur der Stärke 149.
— der Zellhaut 37.
Strychnin 192.
Stützscheiden 514.
Subepidermoidale Gewebe 346.
Suberin 411.
Succedanscheiden 515.
Sumach 187.
Symphysis 467.
Synantherin 175.

T.

Tabaschir 68.
Temperaturwirkungen 84, 87, 89, 94.
Terpentine 190, 295.
— -Gänge 289.
— -Oel 190, 295.
Tertiäre Zellhaut 22.
Thallus 251.
Thyllen 21, 451.
Tochterzellen 201.
Tracheales System 438.
Tracheïden 37, 444, 508.
Traganthgummi 46, 175.
Traubenkörper 24.
— -Zucker 171, 173.
Trennungsschicht 242.
Treppen-Gefässe 271.
— -Zellen 34.
Trichoblasten 274.
Trichome 350.
Trommer'sche Probe 171.
Tüpfel-Canäle 28.
— -Gefässe 272.
— -Zellen 28.

U.

Unvollständige Leitbündel 489.
Upasgift 266.
Ur-Gewebe 246.
— -Leitbündel 489.
— -Meristem 246.
— -Parenchym 246.
— -Zeugung 200.

V.

Vacuolen 3, 78.
— pulsirende 79.
Vegetations-Kegel 324.
— -Punkt 324.
Vegetative Zellbildung 219.
Velamen radicum 344.
Verdickungsring 476.
— -Schichten 5, 22.
Verholzte Zellhäute 60.
Verjüngung 202.
Verjüngungsschicht 426.
Verkalkte Zellhäute 69.
Verkieselte „ 66.
Verkorkte „ 66.
Verschlussschicht der Lenticellen 430.
Viertheilung 219.
Viscin 192.
Visetholz 138.
Violetter Farbstoff 131.
Vollständige Leitbündel 489.
Vollzellbildung 202.
Vorbereitende Theilungen 401.
Vorhof 384.
— -Spalte 384.
Vulkanit 191.

W.

Wachs 184.
— -Krusten 341.
— -Palmen 185.
— -Ueberzüge 338.
Wachsthum der Chlorophyllkörner 109.
— der Stärkekörner 161, 165.
— „ Zellhaut 21.
Wässeriger Zellsaft 4.
Wallnussöl 181.
Wandzelle 291.
Wassergehalt der Pflanze 199.
Wassergewebe 337, 347, 424.
Weichbast 455.
Weihrauch 174, 295.
Wein-Oel 183.
— -Säure 192.
— -saurer Kalk 197.
— -steinsaures Kali 198.
Weisse Farbe 135.
Wimperbewegung 85.
Wollhaare 356.
Wundholz 452.
Wurzel, Dickenwachsthum 470, 476.
— -Haare 355.
— -Haube 317.
— -Holz 450.
— -Hülle 344.
— -Körper 317.
— -Strangtypus 490.
— -Typus 478.

X.

Xanthophyll 117, 119.
Xylem 436, 437.
— primäres 476.
— secundäres 476, 478, 485.
— -Strahlen 478.

Z.

Zackenmarkstrahlen 508.
Zellbildung 200.
— freie 201, 212.
— durch Abschnürung 222.
— — Conjugation 202, 205.
— — Theilung 202, 219.
— — Verjüngung 202.
Zell-Colonie 6, 238.
— -Complex 6.
Zelle 2, 3.
Zell-Faden 246.
— -Familie 6, 238.
— -Fläche 247.
— -Fusion 6, 252.
— -Gewebe 6, 240.
— -Haut 16.
— — -Bildung 16.
— — primäre 4.
— — secundäre 5.
— — tertiäre 5.
— — -Wachsthum 20.
— -Kern 3, 100.
— -Körper 247.
— -Lumen 4.
— -Nester 247, 422.
— -Platte 225.

Zell-Reihe 246.
— -Saft 5.
— -Stoff 5, 18.
— — -Balken 27.
— — -Reaction 19.
— -Theilung 219.
Zersetzung des Chlorophylls 120.
Zimmt-Oel 184.
— -Säure 192.
Zink 198.
Zotten 280, 371.
Zucker 170.
Zusammengesetzte Haare 360.
— Stärke 146, 164.
Zwergmännchen 206.
Zwillingsspaltöffnungen 394.
Zwischengewebe 505.
Zygospore 207, 210.
— -Bildung 207.

Vor dem Gebrauche bittet man folgende sinnstörende Fehler corrigiren zu wollen:

Seite	64	Zeile	24	von	oben	lies: Fig. 74 a statt Fig. 75 a.
„	110	„	4	„	„	enthalten statt erhalten.
„	126	„	11	„	„	rundliche statt unendliche.
„	201	„	9	„	unten	„ *pag.* 52 statt §. 52.
„	240	„	18	„	„	„ oder statt und.
„	244	„	3	„	„	„ §. 44 statt §. 43.
„	255	„	6	„	„	„ 20—140 Cent. statt 20—14 Cent.
„	275	„	3	„	„	„ §. 44 statt §. 43.
„	290	„	25	„	„	„ §. 44 statt §. 43.
„	298	„	13	„	oben	„ §. 44 statt §. 43.
„	436	„	11	„	unten	hat in Anmerkung [1]) das Wort Dicotylen wegzubleiben.
„	452	„	3	„	oben	lies: Corollifloren statt Corallifloren.

TAFEL I.

Figuren-Erklärung der Tafel I.

Fig. 1. Chlorophyllkörner; *A* aus dem Mesophylle von *Hoja carnosa,* zahlreiche grössere und kleinere Einschlüsse enthaltend, *B* aus jungen (grünen) *Cieca*-Beeren nach Behandlung mit Aether und Jodlösung, die blaugefärbten Stärkeeinschlüsse zeigend; *C* aus jungen (grünen) Beeren von *Solanum Dulcamara, D* desgleichen von *Lycium barbarum*, mit verschiedenen Pigmentintensitäten. Text *pag.* 111 ff.

Fig. 2 und 3. Zwei Zellen aus der unreifen Beere von *Arum maculatum.* Die Chlorophyllkörner (Durchmesser 3·3—6·5 μ), welche in der Regel den Cytoblasten (*cy*) ganz oder zum Theile bedecken, sind aus 2—8 Einzelkörnchen zusammengesetzt, welche sich bei Druck etc. leicht trennen und sämmtlich Stärkeeinschlüsse enthalten. In den weiter nach Innen gelegenen Zellschichten der Beere werden sie immer blässer grün und zuletzt liegen statt ihrer nur mehr gleich zusammengesetzte Amylumkörner in den Zellen. Text *pag.* 107.

Fig. 4. In Form eines Spiralbandes entwickelte Chlorophyllkörper in den vegetativen Zellen von *Spirogyra.* Text *pag.* 107.

Fig. 5 und 6. Zellen aus dem Blumenblatte von *Tropaeolum majus.* Sie enthalten theils runde (bis 3·2 μ grosse), theils gestreckte (3·3—9 μ lange, 1·2—1·6 μ breite) Farbstoffgebilde, welche in rosa oder violettem Zellsafte liegen, den Cytoblasten oft ganz einhüllen, den Spaltöffnungszellen aber fehlen. Text *pag.* 127.

Anmerkung. Im Texte *pag.* 126—128 haben statt der Figurennummern 9, 8, 7, 6 und 4 zu stehen die Zahlen 13, 12, 11, 8, 7.

Fig. 7. Zellen aus der reifen Beere von *Arum maculatum.* Die runden Farbstoffgebilde haben einen Durchmesser von 3·3—6·5 μ, die gestreckten eine Länge von 8—25 μ, eine Breite von 0·8—3 μ. In den Oberhautzellen der reifen Beere erscheint der Farbstoff zu Klumpen um den Cytoblasten geballt und fehlt auch hier den Spaltöffnungszellen. Text *pag.* 126.

Fig. 8. Eine Zelle aus dem Blumenblatte von *Glaucium fulvum.* Die 0·5—2 μ grossen Farbstoffkörnchen in heftiger Molecularbewegung. Text *pag.* 126.

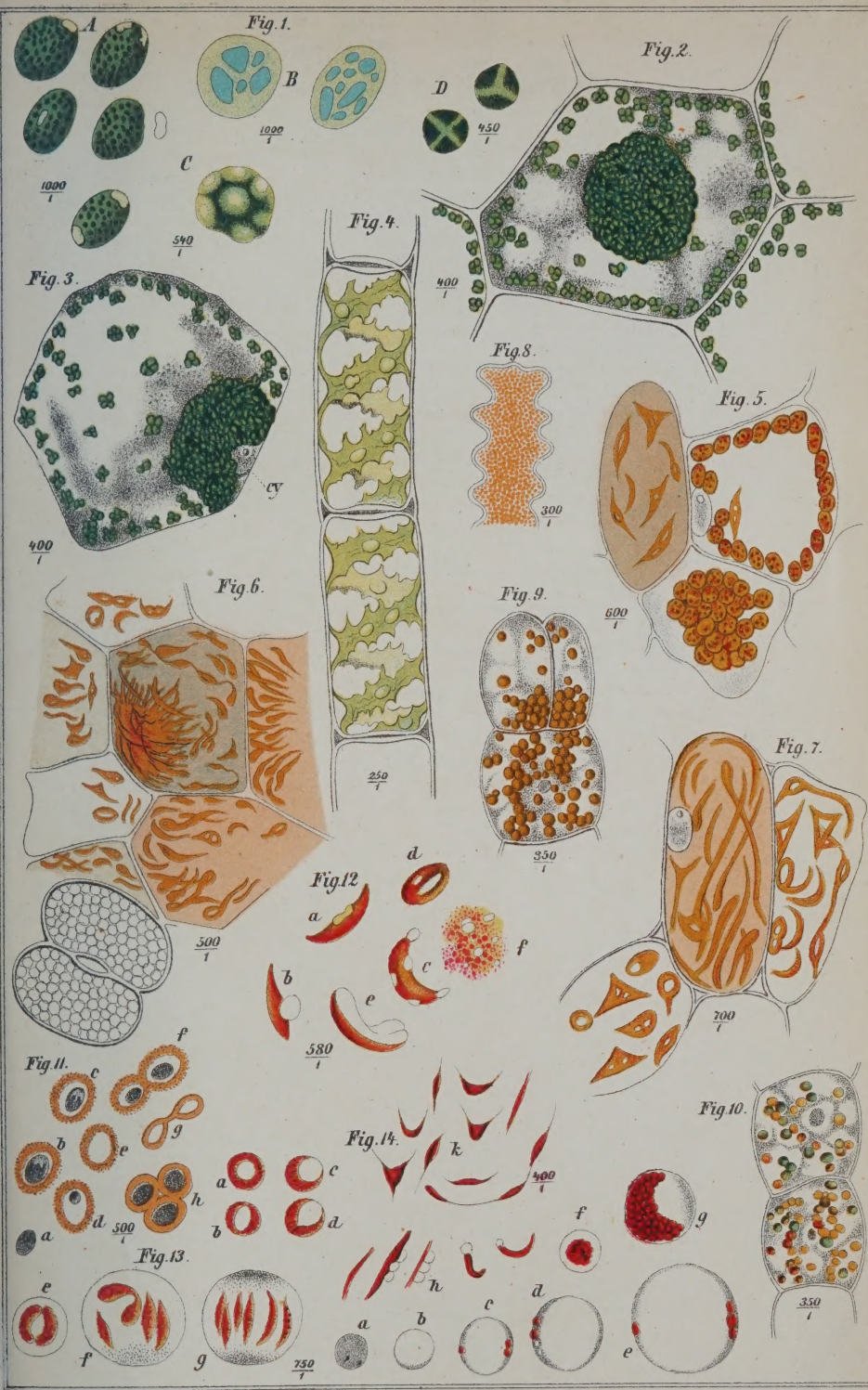
Fig. 9 und 10. Zellen junger Haare von der Oberseite der Blumenblätter von *Cucurbita Pepo.* Dieselben führen anfangs nur Stärkekörner, auf welche sich später Protoplasma ergrünend absetzt und sie zu Chlorophyllkörnern macht. Das grüne Pigment derselben wandelt sich successive in gelb bis gelbroth, und man kann in Einer Zelle (Fig. 10) alle Zwischenstadien von grün bis orange (Fig. 9) verfolgen. Die Grösse der Farbstoffkörner beträgt 1·2—3 μ. Text *pag.* 127.

Fig. 11. Entwickelung der Farbstoffgebilde im Blumenblatte von *Aeschinanthus ramosissimus.* Um ein Amylumkorn *a* (in der Figur durch Jod blau gefärbt) lagert sich ein Hof feinkörniger, gelber Materie *(b, c),* welche an Intensität immer mehr zunimmt, während das Amylumkorn in seinen Dimensionen immer mehr schwindet *(b—d),* bis endlich nach gänzlichem Verbrauch desselben das Farbstoffgebilde fertig ist *(e).* Zwillings- *(f, g)* und Drillingsbildungen *(h)* kommen häufig durch Nebeneinanderlagern der Stärkekörnchen zu Stande. Der Durchmesser der runden Farbstoffgebilde ist im Mittel 2 μ, die Länge der gestreckten Formen kann bis 50 und 70 μ steigen. Text *pag.* 126.

Fig. 12. Successives Hervorwachsen der Einschlüsse aus den Farbstoffkörnern der überreifen Beere von *Lycium barbarum,* eingeleitet *(a)* durch Beiseiteschieben des Pigmentes. Beim Absterben der Zelle zerfallen die Farbstoffgebilde *(f).* Text *pag.* 128.

Fig. 13. Farbstoffgebilde aus der reifen Beere von *Solanum capsicastrum;* isolirt *(a—d),* oder in Farbstoffbläschen eingeschlossen. Text *pag.* 127.

Fig. 14. Farbstoffgebilde aus der reifen Beere von *Asparagus verticillatus; a—g* in Farbstoffbläschen eingeschlossen. Text *pag.* 127.



Lith. Anst. v. Appel & Comp. Wien.

Dez. v. A. Weiss; lith. v. Dr. J. Heitzmann.

TAFEL II.

Figuren-Erklärung der Tafel II.

Fig. 1. Ein Haar vom Grunde der Innenseite der Blumenkrone von *Antirrhinum majus* mit gelöstem gelben Farbstoffe. Text *pag.* 129.

Fig. 2. Eine Zelle aus dem Blumenblatte von *Adonis vernalis.* Text *pag.* 129.

Fig. 3. Eine Zelle aus den schwefelgelben Partien des Blumenblattes von *Tydaea hybr. gigantea.* Text *pag.* 129.

Fig. 4. Eine Zelle aus den roth gefärbten Partien des Blumenblattes derselben Pflanze. Text *pag.* 129.

Fig. 5. Eine Zelle aus dem Parenchyme der Hülse einer *Baptisia.* Durch Aetzammoniak werden die blauen Farbstoffkugeln grün, durch Schwefelsäure tief rosa gefärbt. Text *pag.* 130.

Fig. 6—9. Entwickelung des blauen Farbstoffes in den Blumenblattzellen von *Delphinium elatum.* Text *pag.* 130.

Fig. 10. Eine Zelle aus dem Fruchtfleische der reifen Beere von *Passiflora acerifolia* mit krümmlichem blauen Farbstoffe. Text *pag.* 130.

Fig. 11. Eine Zelle aus dem Fruchtfleische der reifen Beere von *Solanum nigrum* mit violetter Farbstoffkugel. Text *pag.* 132.

Fig. 12. Eine Zelle aus der reifen Beere von *Passiflora acerifolia* mit gelöstem und krümmlichem violetten Farbstoffe. Text *pag.* 132.

Fig. 13. Ein Köpfchenhaar vom Blüthenstiele von *Scrophularia nodosa.* Text *pag.* 131.

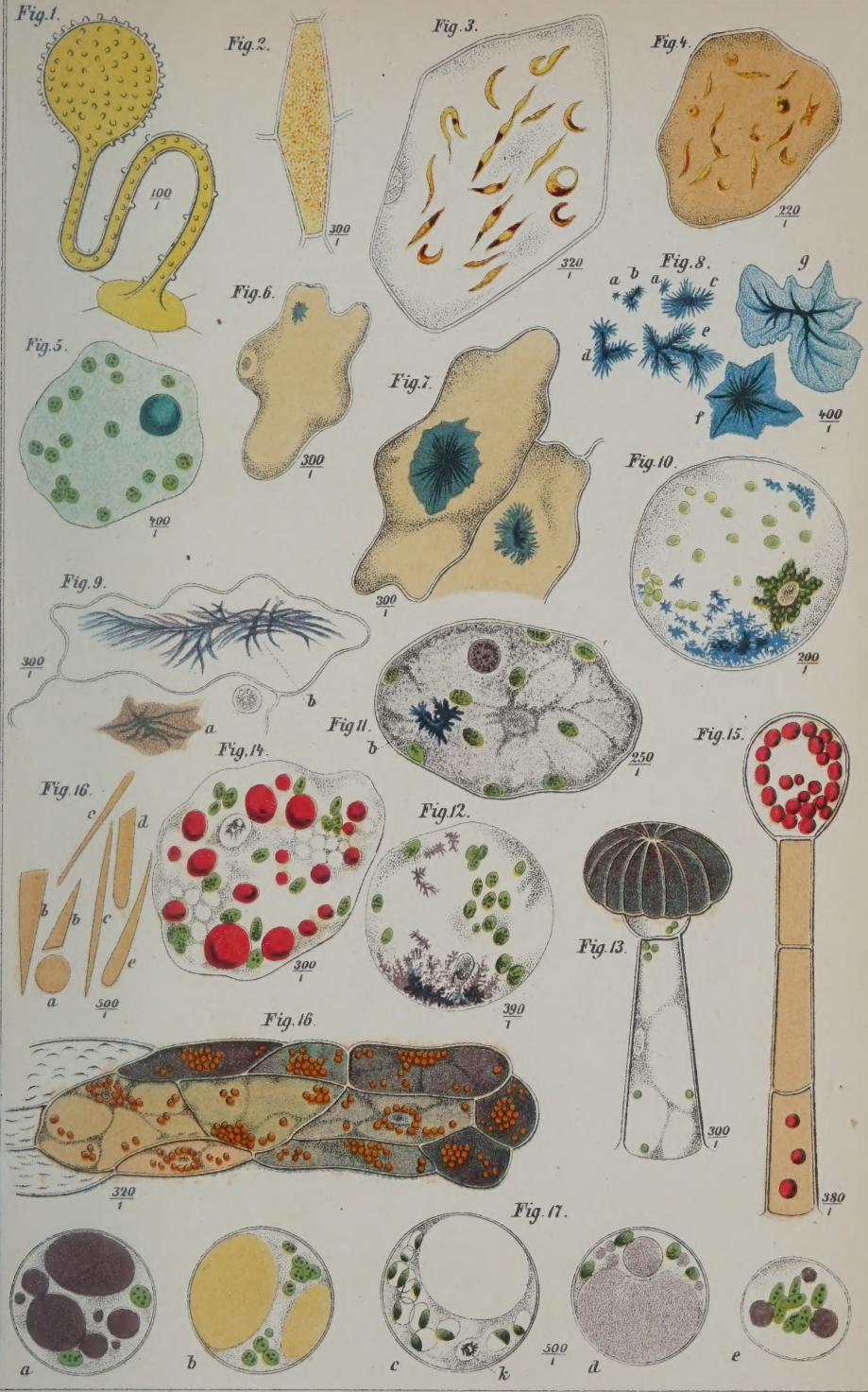
Fig. 14. Eine Zelle aus der reifen Beere von *Passiflora limbata* mit rosa Farbstoffkugeln. Text *pag.* 133.

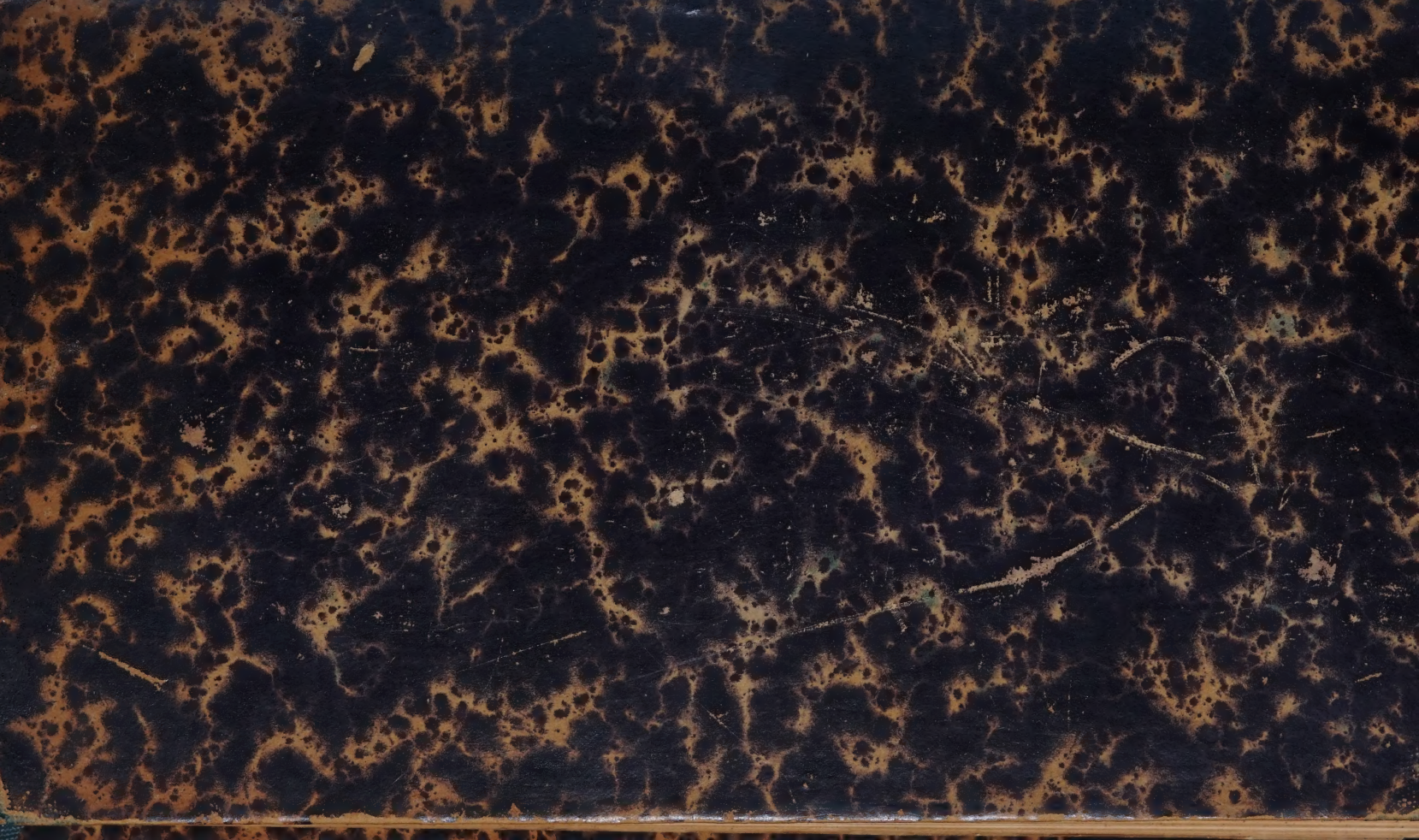
Fig. 15. Ein Köpfchenhaar vom Blüthenstiele von *Geranium phaeum* mit Farbstoffkugeln und gelöstem Zellsafte. Text *pag.* 133.

Fig. 16. Farbstoffkörper aus der reifen Frucht von *Lycopersicum esculentum.* Text *pag.* 133.

Fig. 17. Farbstoffbläschen aus dem Fruchtfleische von *Solanum Melongena,* Farbstoffkugeln *(e),* gelösten Farbstoff *(a, b, d),* Chlorophyllkörner *(c, d, e)* und Krystalle *(c* bei *k)* enthaltend. Text *pag.* 132.

Fig. 18. (Auf der Tafel fälschlich mit 16 bezeichnet.) Ein Narbenhaar von *Iris squalens* mit gelöstem violetten Farbstoffe und gelben Farbstoffkörnern. Text *pag.* 132.



Lith. Anst. v. Appel & Comp. Wien.

Gez. v. A. Weiss; lith. v. Dr. J. Heitzmann.